

VITOR ZUIM

**MILHO TRANSGÊNICO E CONFORMAÇÃO DE REDES TRÓFICAS EM
CULTIVO COMERCIAL E REFÚGIO**

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Entomologia, para obtenção do título de *Doctor Scientiae*.

VIÇOSA
MINAS GERAIS – BRASIL
2019

**Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da Universidade
Federal de Viçosa - Câmpus Viçosa**

T

Zuim, Vitor, 1990-
C94m Milho transgênico e conformação de redes tróficas em
2019 cultivo comercial e refúgio / Vitor Zuim. – Viçosa, MG, 2019.
x, 107 f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Inclui anexos.

Orientador: Raul Narciso Carvalho Guedes.

Tese (doutorado) - Universidade Federal de Viçosa.

Inclui bibliografia.

1. Artrópode. 2. Cadeias alimentares (Ecologia).
3. Biodiversidade. 4. Impacto ambiental. 5. Milho -
Melhoramento genético. 6. Relação inseto-planta. 7. Milho -
Cultivo. 8. Milho - Rendimento . I. Universidade Federal de
Viçosa. Departamento de Biologia Animal. Programação de
Pós-Graduação em Entomologia. II. Título.


CDD 22. ed. 595

VITOR ZUIM

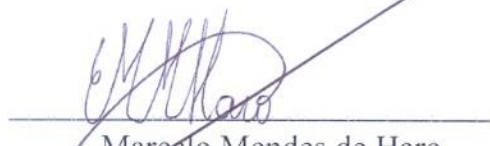
**MILHO TRANSGÊNICO E CONFORMAÇÃO DE REDES TRÓFICAS EM
CULTIVO COMERCIAL E REFÚGIO**

Tese apresentada à Universidade Federal
de Viçosa, como parte das exigências do
Programa de Pós-Graduação em
Entomologia, para obtenção do título de
Doctor Scientiae.

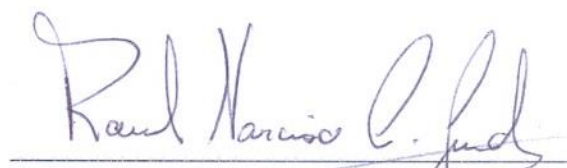
APROVADA: 22 de fevereiro de 2019.


Antônio Alberto da Silva


Lessandro Moreira Gontijo
(Coorientador)


Marcelo Mendes de Haro
(Coorientador)


Rodrigo Soares Ramos


Raul Narciso Carvalho Guedes
(Orientador)

DEDICO...

...aos meus queridos pais e amigos.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, por me conceder o dom da vida, saúde e força para lutar por meus objetivos... Aos meus queridos pais, Anselmo e Lúcia, pelo amor, dedicação, educação, apoio e compreensão na minha ausência... Ao meu amor e melhor amiga, Lauana, pelos conselhos, companheirismo, paciência, dedicação, apoio, inspiração, carinho, cuidado e amor... Ao meu irmão por me apoiar e ser um grande amigo.

Agradeço à Universidade Federal de Viçosa (UFV) e ao Programa de Pós-Graduação em Entomologia pela acolhida e oportunidade de realizar este curso... Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela concessão da bolsa de estudo... Ao apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES).

Agradeço ao Prof. Raul Narciso C. Guedes pela oportunidade, orientação, dedicação, amizade e, acima de tudo, pela confiança dedicada a mim... Ao meu coorientador Dr. Lessando M. Gontijo pela recepção, conhecimento transmitido, ajuda, confiança, convivência e amizade... Ao meu coorientador Dr. Marcelo M. de Haro por toda a ajuda e por estar sempre acessível e disponível ao desenvolvimento deste projeto.

Agradeço a todos os funcionários e professores da UFV que de alguma forma colaboraram com este estudo, em especial àqueles do Campus Florestal que me acompanharam e auxiliaram na execução do projeto. Aos técnicos da área experimental: Ricardo, Custódio, João e Francisco. Á Danielli, Rose, Haroldo, Kênia, Poliana e Prof. Leonardo por disponibilizarem os laboratórios.

Aos amigos e ajudantes de Florestal, Vinícius, Carolina, Bruno, Daiane, Alan, Rayana, Natasha, Klever, Lucas, Bruna, Pollyana, Paulo Vitor, Kaio e Geraldo, pela recepção, ajuda e companhia durante os árduos dias de trabalho.

Aos amigos e agregados do laboratório de Ecotoxicologia, Geverson, Juliana, Lírio, Leonardo, Silvério, César, Mayra, Vinícius, Wagner, Liss, Lailla e Thiago, pela convivência nos últimos anos.

À toda minha família de amigos que mesmo de longe sempre torcem pelo meu sucesso.

A todas as pessoas que me ajudaram, direta ou indiretamente, na realização deste trabalho.

BIOGRAFIA

Vitor Zuim, nascido em Pontões, zona rural do município de Castelo, Estado do Espírito Santo, no dia 01 de março de 1990, primeiro filho da família composta de dois filhos de Anselmo Zuim e Lúcia Eli Fioresi Zuim.

Fez os estudos fundamentais na Escola Municipal de Ensino Fundamental “Cecília Desthefani Secchin” e concluiu o ensino médio na Escola Estadual de Ensino Fundamental e Médio “João Bley”.

Aos 17 anos ingressou na Universidade Federal do Espírito Santo, na cidade de Alegre, com o propósito de se tornar Engenheiro Agrônomo. Aos 14 dias de dezembro de 2011, defendeu sua monografia, para obtenção do referido título.

Em março de 2013, foi residir em Recife no Estado de Pernambuco onde iniciou o Mestrado no Programa de Pós-Graduação em Entomologia Agrícola pela Universidade Federal Rural de Pernambuco. Defendeu sua dissertação em fevereiro de 2015.

Após nova mudança, para o Estado de Minas Gerais, em março de 2015 ingressou no curso de Doutorado no Programa de Pós-Graduação em Entomologia da Universidade Federal de Viçosa, sob orientação do Prof. Raul Narciso C. Guedes. Desenvolveu sua pesquisa de tese no Campus Florestal desta mesma instituição e contou com auxílio dos conselheiros Dr. Lessando M. Gontijo e Dr. Marcelo M. de Haro. Submeteu-se à defesa de tese em fevereiro de 2019.

SUMÁRIO

RESUMO	vii
ABSTRACT	ix
INTRODUÇÃO GERAL	1
REFERÊNCIAS	4
CAPÍTULO 1 - Estresse por milho Bt em comunidades neotropicais de artrópodes: análise por redes tróficas	7
RESUMO:	7
ABSTRACT:	7
INTRODUÇÃO	8
MATERIAL E MÉTODOS	11
Sistema de estudo	11
Amostragem de artrópodes	12
Conexões da rede trófica	13
Estimativa da produção	13
Análise dos dados	13
RESULTADOS	15
Impacto no conjunto de espécies de artrópodes	15
Propriedades das redes tróficas	19
Impacto nos valores de N e B	20
DISCUSSÃO	25
AGRADECIMENTOS	30
REFERÊNCIAS	30
CAPÍTULO 2 - Efeito de borda de refúgio em redes tróficas de artrópodes em cultivos de milho Bt	37
RESUMO:	37
ABSTRACT:	38
INTRODUÇÃO	38
MATERIAL E MÉTODOS	40
Sistema de estudo	40
Amostragem de artrópodes	41
Conexões da rede trófica	43
Análise dos dados	43

RESULTADOS	45
Impacto no conjunto de espécies.....	45
Propriedades das redes tróficas	49
DISCUSSÃO	55
AGRADECIMENTOS.....	57
REFERÊNCIAS	58
CONCLUSÕES GERAIS	63
ANEXOS	64

RESUMO

ZUIM, Vitor, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, fevereiro de 2019. **Milho transgênico e conformação de redes tróficas em cultivo comercial e refúgio.** Orientador: Raul Narciso Carvalho Guedes. Coorientadores: Lessando Moreira Gontijo e Marcelo Mendes de Haro.

A grande adoção de culturas geneticamente modificadas expressando genes de *Bacillus thuringiensis* (Bt) (Berliner, 1911) como ferramenta no Manejo Integrado de Insetos-pragas, denota preocupação quanto à segurança desta tecnologia para insetos não-alvo (fitófagos, predadores, parasitoides, detritívoros, polinizadores), organismos importantes para o agroecossistema. Nesse contexto, há a necessidade de se estudar como se comporta a comunidade de artrópodes associadas ao cultivo de plantas Bt, considerando as interligações entre todas as espécies. A presente pesquisa foi desenvolvida com o objetivo de determinar o impacto de plantas de milho Bt na comunidade de artrópodes associada ao cultivo do milho e a eventual contribuição do refúgio como provedor de insetos para áreas subjacentes de cultivo Bt e sua ligação à arquitetura (rede trófica) e função da comunidade de artrópodes associada a esta cultura. Para tal, seguiu-se uma abordagem experimental de campo, onde amostragens de artrópodes foram realizadas temporalmente e espacialmente em dois ciclos de crescimento do milho, estações de inverno e verão. O campo experimental foi disposto em blocos ao acaso, com três áreas de 0,8 ha cultivados na mesma proporção com genótipo convencional (isolinha do genótipo Bt) e genótipo contendo as proteínas cry1A.105, cry2AB2 e cry3Bb1, ambos tolerantes ao glifosato. Os artrópodes foram amostrados por rede de varredura e vistoria de plantas de milho removidas do campo e levadas ao laboratório. Após quantificação e identificação dos artrópodes, bem como o reconhecimento de suas interações, foram construídas redes tróficas e extraídas métricas que reconhecem a distribuição das espécies entre os níveis tróficos e a contribuição de cada espécie na manutenção dos serviços ecológicos e fluxo de energia. Nós amostramos um total de 85 espécies de artrópodes nas duas estações de milho. As espécies mais abundantes, algumas das quais exclusivas de uma determinada estação, foram: os herbívoros *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott, 1923) (Hemiptera: Cicadellidae), *Euxesta eluta* Loew, 1868 (Diptera: Otitidae), *Rhopalosiphum maidis* (Fitch, 1856) (Hemiptera: Aphididae) e *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae); os predadores *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae), *Doru luteipes* (Scudder, 1876) (Dermaptera: Forficulidae) e *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera: Anthocoridae); os detritívoros *Lachesilla sp* (Mockford, 1993) (Psocodea: Lachesillidae), *Sthenaridea carmelitana* (Carvalho, 1948)

(Hemiptera: Miridae) e *Hippelates sp* (Loew, 1863) (Diptera: Chloropidae). Nem os genótipos, nem as distâncias crescentes para a bordadura do refúgio afetaram a abundância e riqueza de espécies que ocorreram. Uma tendência geral, foi a diferenciação de estações de cultivo com as espécies de predadores *D. luteipes* e *C. externa* registrando maiores contribuições na distinção, provavelmente influenciadas pelas condições climáticas contrastantes entre as duas épocas de cultivo. Análises mais robustas como as de rede tróficas, não denotaram alterações ocasionadas pelo genótipo de milho e nem pelas distâncias para o refúgio produzindo redes similares entre genótipos e distâncias. Em contraste, as estações de cultivo do milho se mostraram significativamente diferentes, sendo consistente com os resultados anteriores. Desta maneira, conclui-se que não ocorre perda de biodiversidade e nem alteração da rede de artrópodes associadas a genótipo de milho que expressam toxinas Bt; não houve também efeito significativo de borda do refúgio. Contudo, como o milho Bt não impôs redução nas populações de praga-alvo, o impacto desta tecnologia na comunidade de artrópodes foi minimizado e a incidência relativamente uniforme de artrópodes entre as áreas Bt e não Bt sugere que a estratégia de “alta dose/refúgio” pode não ter o efeito desejado demandando maior atenção sobre sua adoção e impacto.

ABSTRACT

ZUIM, Vitor, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, February, 2019. **Transgenic maize and arthropod food webs associated with commercial and refuge cultivation.** Advisor: Raul Narciso Carvalho Guedes. Co-advisors: Lessando Moreira Gontijo and Marcelo Mendes de Haro.

The great adoption of genetically modified crops expressing *Bacillus thuringiensis* (Bt) (Berliner, 1911) genes expressing toxic proteins as a tool in the Integrated Management of Insect Pests sparks concern about the safety of this technology for non-target insects (phytophagous, predatory, parasitoid, detritívoros, pollinators) in agroecosystems. In this context, it is necessary to study how the arthropod community associated with Bt plant cultivation performs considering the interconnections between all co-existing species. Thus, the present research was developed with the objective of evaluating the impact of Bt maize plants on the arthropod community associated with maize cultivation and the possible contribution of the refuge of conventional maize as source of target pest species to minimize Bt resistance development with potential effects on the associated arthropod food web. For this, an experimental field approach was followed where arthropod sampling was carried out temporally and spatially in two maize growth cycles, during winter and summer seasons. The experimental field was arranged in randomized blocks with three 0.8 ha areas grown with the same proportion of conventional and Bt maize (containing the cry1A.105, cry2AB2 and cry3Bb1 proteins), both glyphosate tolerant. The arthropods were sampled using sweep net and inspection of corn plants removed from the field and taken to the laboratory. After quantification and identification of arthropods, as well as the recognition of their interactions, trophic and metric networks were built to recognize the distribution of the species between the trophic levels and the contribution of each species in the maintenance of ecological services and energy flow. We sampled a total of 85 species of arthropods during both maize seasons. Despite some arthropods being unique to a given season, the most common ones were: the herbivores *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott, 1923), *Euxesta eluta* Loew, 1868 (Diptera: Otitidae), *Rhopalosiphum maidis* (Fitch, 1856) (Hemiptera: Aphididae), and *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae); the predators *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae), *Doru luteipes* (Scudder, 1876) (Dermaptera: Forficulidae), and *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera: Anthocoridae); the Detritívoros *Lachesilla* sp (Mockford, 1993) (Psocodea: Lachesillidae), *Sthenaridea carmelitana* (Carvalho, 1948) (Hemiptera: Miridae) and *Hippelates* sp (Loew, 1863) (Diptera: Chloropidae). Neither the maize genotypes nor the increasing distances to the

border of the refuge affected species abundance and richness. A general trend observed was the distinction between cultivation seasons particularly for the predators *D. luteipes* and *C. externa*, probably influenced by the contrasting climatic conditions between the two growing seasons. The more robust food web analyses did not detect significant changes among maize genotypes and refuge distance. However, maize growing season significantly affected the associated food webs. Therefore, no significant loss in arthropod biodiversity was observed in Bt maize and there is no significant border effect of the refuge. However, as Bt maize did not impose reduction on target pest populations, the impact of this technology on the arthropod community was minimized and the relatively uniform incidence of arthropods between the Bt and non-Bt areas suggests that the "high dose/refuge" may not be having the desired (management) effect demanding more attention on its adoption and impact.

INTRODUÇÃO GERAL

O cenário agrícola atual sofre mudanças constantes por implementação de novas tecnologias (i. e., plantas geneticamente modificadas (GM), novas moléculas químicas, máquinas agrícolas, etc.) visando o aumento da produção e a eliminação de fatores que reduzem a produtividade (Coomes et al. 2019). Culturas GM resistentes a insetos expressam genes da bactéria *Bacillus thuringiensis* (Bt) que codificam endotoxinas e fornecem proteção contra certos lepidópteros e coleópteros praga (Sanahuja et al. 2011). Devido aos benefícios oferecidos, que incluem aumento de produção, manejo de organismos alvos, redução no uso de inseticidas convencionais e menores riscos para inimigos naturais e seres humanos (Klümper & Qaim 2014; Lu et al. 2012), a tecnologia Bt tornou-se uma grande aliada do Manejo Integrado de Pragas (MIP) (Romeis et al. 2019).

A área global ocupada por culturas transgênicas alcançou 189,8 milhões de hectares em 2017, com o Brasil ocupando a segunda posição e acumulando aumentos na adesão nos últimos anos (ISAAA 2017). Esse crescente aumento dos plantios de culturas transgênicas tem despertado o interesse de pesquisadores e órgãos reguladores quanto aos efeitos que podem provocar nos artrópodes associados ao cultivo. Duas vertentes de estudo têm se destacado: (i) efeitos sobre espécies não-alvo, que incluem os inimigos naturais (predadores e parasitoides), polinizadores e detritívoros importantes para a produção e produtividade agrícola (Chang et al. 2017; Guo et al. 2016; Romeis, Meissle & Bigler 2006; Yang et al. 2015); e (ii) seleção de populações de organismos alvo resistentes às protoxinas de Bt, expressadas/produzidas continuamente pela planta durante todo o ciclo (Tabashnik, Brévault & Carrière 2013). No entanto, pouco se sabe sobre a interação desta tecnologia com espécies fitófagas não-alvo e manifestações de efeitos indiretos sobre a estrutura da rede trófica e funcionamento de serviços ecológicos, como controle biológico.

Para atrasar e manejar os surtos de resistência a proteínas Bt em cultivos de plantas geneticamente modificadas, algumas estratégias têm sido frequentemente recomendadas: alta dose/refúgio, piramidação dos genes de proteínas Bt (i.e., co-expressão de diferentes genes *cry* na mesma planta), e rotação de plantas Bt expressando diferentes genes Bt ou com expressão de toxinas em tecidos e tempos específicos (Ferré et al. 2008). Entre as opções listadas acima o plantio de culturas que expressam altas doses da toxina combinado com o estabelecimento de refúgio é atualmente a estratégia mais utilizada em todo o mundo (Gryspeirt & Grégoire 2012). Teoricamente, o refúgio permite a

sobrevivência de uma porção da população alvo, não exposta à seleção pelas proteínas Bt e, portanto, largamente suscetível a estas toxinas. Espera-se que estes insetos suscetíveis se acasalem com sobreviventes resistentes e raros da área contígua sob cultivo Bt para produzir descendentes heterozigotos suscetíveis a Bt. A alta dose de proteínas contida nas plantas Bt provoca mortalidade dos heterozigotos dos insetos-alvo (Bates et al. 2005; Gould 1998; Huang, Andow & Buschman 2011; King et al. 2010; Wan et al. 2017).

Refúgio e campos adjacentes de culturas Bt podem proporcionar ambientes favoráveis a diferentes guildas de insetos (Bianchi, Booij & Tschardtke 2006; Hagenbucher et al. 2013). A eliminação, em teoria, de algumas espécies-praga chave nos cultivos Bt podem comprometer valiosos serviços ecológicos e reduzir a capacidade de suporte deste habitat para desenvolvimento/estabelecimento de artrópodes de níveis tróficos superiores (Bianchi, Booij & Tschardtke 2006; Chaplin-Kramer et al. 2011; Landis, Wratten & Gurr 2000; Liu et al. 2014; Rios-Velasco et al. 2011). Desta maneira, áreas de refúgio podem funcionar como “reservatórios” de pragas e inimigos naturais (Norris & Kogan 2000), exportando insetos para o cultivo Bt e causando alterações nas interações entre as espécies (Fagan, Cantrell & Cosner 1999) e na estrutura trófica das comunidades associadas (Laurance et al. 2002). Alguns autores afirmam que essa contribuição é maior próximo à bordadura do refúgio e decresce em distâncias maiores (Albrecht et al. 2007; Blitzer et al. 2012; Boetzi et al. 2018; Schneider et al. 2016; Tylianakis, Tschardtke & Lewis 2007).

Apesar do grande número de estudos relacionados ao impacto causado por culturas Bt sobre a abundância e riqueza geral de artrópodes, as informações geradas têm sido relativamente superficiais, tendo como alvo experimental apenas algumas espécies (Liu et al. 2016; Meissle et al. 2014; Svobodová et al. 2017). Quando eventualmente é avaliado todo o grupo de artrópodes, apenas descritores gerais como índice de diversidade, riqueza e abundância são apresentados (Guo et al. 2014; Marques et al. 2018). Contudo, alguns estudos têm sido conduzidos usando técnicas multivariadas na ordenação e reconhecimento de efeitos em grupamentos de espécies, mas sem considerar as inter-relações entre essas (Torres & Ruberson 2005). Assim, o impacto de cultivos Bt em redes de artrópodes reconhecidas a nível de espécies inexiste, e também nunca foi investigado o efeito de borda de refúgio em comunidades de artrópodes associados ao cultivo Bt.

Considerando a possibilidade de interações diretas e indiretas das plantas transgênicas com insetos-praga e seus inimigos naturais, mudanças na estrutura ecológica da comunidade de artrópodes são esperadas e podem ser investigadas pelo uso de redes

tróficas (Alexander 1982; Dunne, Williams & Martinez 2002; Guedes et al. 2017; Stouffer & Bascompte 2010). Portanto, análises envolvendo toda a rede trófica são mais adequadas na avaliação do possível “estresse” causado por culturas Bt sobre comunidades de artrópodes, o que inclui insetos-alvo e não-alvo.

Por integrar todas as espécies presentes no agroecossistema e suas interconexões, análises de redes tróficas representam uma ferramenta poderosa, porém, virtualmente inexplorada no reconhecimento de eventuais efeitos diretos e indiretos na comunidade de artrópodes provocados por estressores ambientais, como proteínas Bt e mesmo inseticidas convencionais. Deste modo, a presente pesquisa foi desenvolvida com o objetivo de avaliar o impacto de plantas de milho Bt na comunidade de artrópodes associada a este cultivo e a eventual contribuição do refúgio como provedor de insetos para áreas subjacentes de cultivo Bt, com análises de rede tróficas.

REFERÊNCIAS

- Albrecht, M.; Duelli, P.; Schmid, B.; Müller, C. B. Interaction diversity within quantified insect food webs in restored and adjacent intensively managed meadows. *Journal of Animal Ecology* 2007, 76, 1015–1025; DOI 10.1111/j.1365-2656.2007.01264x.
- Alexander, S. K. Food web analysis: an ecosystem approach. *The American Biology Teacher* 1982, 44, 188–90; DOI 10.2307/4447458.
- Bates, S. L.; Zhao, J-Z.; Roush, R. T.; Shelton, A. M. Insect resistance management in GM crops: past, present and future. *Nature Biotechnology* 2005, 23 (1), 57–62; DOI 10.1038/nbt1056.
- Bianchi, F. J. J. A.; Booij, C. J. H.; Tscharntke, T. Sustainable pest regulation in agricultural landscapes: a review on landscape composition, biodiversity and natural pest control. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 2006, 273 (1595), 1715–1727; DOI 10.1098/rspb.2006.3530.
- Blitzer, E. J.; Dormann, C. F.; Holzschuh, F.; Klein, A-M.; Rand, T. A.; Tscharntke, T. Spillover of functionally important organisms between managed and natural habitats. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 2012, 146 (1), 34–43; DOI 10.1016/j.agee.2011.09.005.
- Boetzl, F. A.; Krimmer, E.; Krauss, J.; Steffan-Dewenter, I. Agri-environmental schemes promote ground-dwelling predators in adjacent oilseed rape fields: Diversity, species traits and distance-decay functions. *Journal of Applied Ecology* 2018, 56 (1), 10–20. DOI 10.1111/1365-2664.13162.
- Chang, X.; Lu, Z.; Shen, Z.; Peng, Y.; Ye, G. Transgenic plants and insects bitrophic and tritrophic effects of transgenic cry1Ab/cry2Aj maize on the beneficial , nontarget *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae). *Environmental Entomology* 2017, 46 (5), 1171-1176; DOI 10.1093/ee/nvx113.
- Chaplin-Kramer, R.; O'Rourke, M. E.; Blitzer, E. J.; Kremen, C. A meta-analysis of crop pest and natural enemy response to landscape complexity. *Ecology Letters* 2011, 14 (9) 22–32; DOI 10.1111/j.1461-0248.2011.01642.x.
- Coomes, O. T.; Barham, B. L.; Macdonald, G. K.; Ramankutty, N.; Chavas, J-P. Leveraging total factor productivity growth for sustainable and resilient farming. *Nature Sustainability* 2019, 2 (1) 22–28; DOI 10.1038/s41893-018-0200-3.
- Dunne, J. A.; Williams, R. J.; Martinez, N. D. Network structure and biodiversity loss in food webs: robustness increases with connectance. *Ecology Letters* 2002, 5, 558–567, DOI 10.1046/j.1461-0248.2002.00354.x.
- Fagan, W. F.; Cantrell, R. S.; Cosner, C. How Habitat Edges Change Species Interactions. *The American Naturalist* 1999, 153 (2), 165–182.
- Ferré, J.; Van-Rie, J.; MacIntosh, S. C. Insecticidal genetically modified crops and insect resistance management (IRM). In: Romeis, J.; Shelton, A. M.; Kennedy, G. G. *Integration of Insect-resistant Genetically Modified Crops within IPM Programs*. 2008, Springer, 41-85.
- Gould, F. Sustainability of transgenic insecticidal cultivars: Integrating Pest Genetics and Ecology. *Annual review Entomology* 1998, 43:701–26; DOI 10.1146/annurev.ento.43.1.701.
- Gryspeirt, A.; Grégoire, J. Effectiveness of the high dose/refuge strategy for managing pest resistance to *Bacillus thuringiensis* (Bt) plants expressing one or two toxins. *Toxins* 2012, 4 (10), 810–835; DOI 10.3390/toxins4100810.
- Guedes, R. N. C.; Walse, S. S.; Throne, J. E. Science Direct Sublethal exposure, insecticide resistance, and community stress. *Current Opinion in Insect Science* 2017, 21, 47–53; DOI 10.1016/j.cois.2017.04.010.
- Guo, Y.; Feng, Y.; Ge, Y.; Tetreau, G.; Chen, X.; Dong, X.; Shi, W. The cultivation of

- Bt corn producing Cry1Ac toxins does not adversely affect non-target arthropods. *PLoS One* 2014, 9 (12), 1–17; DOI 10.1371/journal.pone.0114228.
- Guo, J.; He, K.; Hellmich, R. L.; Bai, S.; Zhang, T.; Liu, Y.; Ahmed, T.; Wang, Z. Field trials to evaluate the effects of transgenic cry1Ie maize on the community characteristics of arthropod natural enemies. *Scientific Reports* 2016, 6, 1–12; DOI 10.1038/srep22102.
- Hagenbucher, S.; Wäckers, F. L.; Wettstein, F. E.; Olson, D. M.; Ruberson, J. R.; Romeis, J. Pest trade-offs in technology: reduced damage by caterpillars in Bt cotton benefits aphids. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 2013, 280 (1758), 1–8; DOI 10.1098/rspb.2013.0042.
- Huang, F.; Andow, D. A.; Buschman, L. L. Success of the high-dose/refuge resistance management strategy after 15 years of Bt crop use in North America. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 2011, 140, 1–16; DOI 10.1111/j.1570-7458.2011.01138.x.
- ISAAA. Global status of commercialized biotech/GM crops in 2017: biotech crop adoption surges as economic benefits accumulate in 22 years. ISAAA Brief No. 53. ISAAA: Ithaca, N.Y., 2017.
- King, R. A.; Vaughan, I. P.; Bell, J. R.; Bohan, D. A.; Symondson, W. O. C. Prey choice by carabid beetles feeding on an earthworm community analysed using species- and lineage-specific PCR primers. *Molecular Ecology* 2010, 19 (8), 1721–1732; DOI 10.1111/j.1365-294X.2010.04602.x
- Klümper, W.; Qaim, M. A meta-analysis of the impacts of genetically modified crops. *PLoS One* 2014, 9 (11), 1–7; DOI 10.1371/journal.pone.0111629.
- Landis, D. A.; Wratten, S. D.; Gurr, G. M. Habitat Management to Conserve Natural Enemies of Arthropod Pests in Agriculture. *Annual review Entomology* 2000, 45, 175–201; DOI 10.1146/annurev.ento.45.1.175.
- Laurance, W. F.; Lovejoy, T. E.; Vasconcelos, H. L.; Bruna, E. M.; Didham, R. K.; Stouffer, P. C.; Gascon, C.; Bierregaard, R. O.; Laurance, S. G.; Sampaio, E. Ecosystem Decay of Amazonian Forest Fragments: a 22-Year Investigation. *Conservation Biology* 2002, 16 (3), 605–618; DOI 10.1046/j.1523-1739.2002.01025.x.
- Liu, Y.; Liu, Q.; Wang, Y.; Chen, X.; Song, X.; Romeis, J.; Li, Y.; Peng, Y. Ingestion of Bt corn pollen containing Cry1Ab/2Aj or Cry1Ac does not harm *Propylea japonica* larvae. *Scientific Reports* 2016, 6, 1–7; DOI 10.1038/srep23507.
- Liu, X.; Chen, M.; Collins, H. L.; Onstad, D. W.; Roush, R. T.; Zhang, Q.; Earle, E. D.; Shelton, A. M. Natural Enemies Delay Insect Resistance to Bt Crops. *Plos One* 2014, 9 (3), 1–8; DOI 10.1371/journal.pone.0090366.
- Lu, Y.; Wu, K.; Jiang, Y.; Guo, Y.; Desneux, N. Widespread adoption of Bt cotton and insecticide decrease promotes biocontrol services. *Nature* 2012, 487, 362–65; DOI 10.1038/nature11153.
- Marques, L. H.; Santos, A. C.; Castro, B. A.; Storer, N. P.; Babcock, J. M.; Lepping, M. D.; As, V.; Moscardini, V. F.; Rule, D. M.; Fernandes, O. A. Impact of transgenic soybean expressing Cry1Ac and Cry1F proteins on the non-target arthropod community associated with soybean in Brazil. *PLoS One* 2018, 13 (2), 1–23; DOI 10.1371/journal.pone.0191567.
- Meissle, M.; Zünd, J.; Waldburger, M.; Romeis, J. Development of *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae) on pollen from Bt-transgenic and conventional maize. *Scientific Reports* 2014, 4, 1–9; DOI 10.1038/srep05900.
- Norris, R. F.; Kogan, M. Interactions between weeds, arthropod pests, and their natural enemies in managed ecosystems. *Weed Science* 2000, 48 (1), 94–158; DOI 10.1614/0043-1745(2000)048[0094:IBWAPA]2.0.CO;2.
- Rios-Velasco, C.; Gallegos-Morales, G.; Cambero-Campos, J.; Cerna-Chávez, E.;

- Rincón-Castro, M. C. del.; Valenzuela-García, R. Natural enemies of the Fall Armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Coahuila, México. *Florida Entomologist* 2011, 94(3), 723–726; DOI 10.1653/024.094.0349.
- Romeis, J.; Meissle, M.; Bigler, F. Transgenic crops expressing *Bacillus thuringiensis* toxins and biological control. *Nature Biotechnology* 2006, 24 (1), 63–71; DOI 10.1038/nbt1180.
- Romeis, J.; Naranjo, S. E.; Meissle, M.; Shelton, A. M. Genetically engineered crops help support conservation biological control. *Biological Control* 2019, 130, 136–154; DOI 10.1016/j.biocontrol.2018.10.001.
- Sanahuja, G.; Banakar, R.; Twyman, R. M.; Capell, T.; Christou, P. *Bacillus thuringiensis*: a century of research, development and commercial applications. *Plant Biotechnology Journal* 2011, 9 (3), 283–300; DOI 10.1111/j.1467-7652.2011.00595.x.
- Schneider, G.; Krauss, J.; Boetzi, F. A.; Fritze, M.-A.; Steffan-Dewenter, I. Spillover from adjacent crop and forest habitats shapes carabid beetle assemblages in fragmented semi-natural grasslands. *Oecologia* 2016, 182 (4), 1141–1150; DOI 10.1007/s00442-016-3710-6.
- Svobodová, Z.; Shu, Y.; Habustová, O. S.; Romeis, J.; Meissle, M. Stacked Bt maize and arthropod predators: exposure to insecticidal Cry proteins and potential hazards. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 2017, 284 (1859), 1–9; DOI 10.1098/rspb.2017.0440.
- Tabashnik, B. E.; Brévault, T.; Carrière, Y. Insect resistance to Bt crops: lessons from the first billion acres. *Nature Biotechnology* 2013, 31, 510–521; DOI 10.1038/nbt.2597.
- Torres, J. B.; Ruberson, J.R. Canopy- and ground-dwelling predatory arthropods in commercial Bt and non-Bt cotton fields: patterns and mechanisms. *Environmental Entomology* 2005, 34 (5), 1242–1256; DOI 10.1093/ee/34.5.1242.
- Tylianakis, J. M.; Tscharntke, T.; Lewis, O. T. Habitat modification alters the structure of tropical host–parasitoid food webs. *Nature* 2007, 445 (7124), 202–205; DOI 10.1038/nature05429.
- Wan, P.; Xu, D.; Cong, S.; Jiang, Y.; Huang, Y.; Wang, J.; Wu, H.; Wang, L.; Wu, L.; Carrière, Y.; Mathias, A.; Li, X.; Tabashnik, B. E. Hybridizing transgenic Bt cotton with non-Bt cotton counters resistance in pink bollworm. *PNAS* 2017, 114 (21), 5413–5418; DOI 10.1073/pnas.1700396114.
- Yang, Y.; Chen, X.; Cheng, L.; Romeis, J.; Li, Y.; Peng, Y. Toxicological and biochemical analyses demonstrate no toxic effect of Cry1C and Cry2A to *Folsomia candida*. *Scientific Reports* 2015, 5, 1–10; DOI 10.1038/srep15619.

CAPÍTULO 1

Estresse por milho Bt em comunidades neotropicais de artrópodes: análise por redes tróficas

RESUMO: A intensificação agrícola e modificações de práticas agrícolas, como o uso de plantas geneticamente modificadas (GM), podem ter efeitos diversos na comunidade de artrópodes associada a estes cultivos. Assim, empregou-se aqui a análise de redes tróficas para avaliar o impacto de plantas de milho Bt na comunidade de artrópodes associada ao cultivo do milho em região neotropical. Amostragens de artrópodes com rede de varredura e coleta de plantas foram feitas em duas estações (inverno e verão) de cultivo de milho convencional e Bt e utilizadas para construir uma rede predador-consumidor-planta trivariada (massa corporal, abundância numérica e abundância de biomassa). Das 85 espécies de artrópodes amostradas, apenas diferenças marginais na abundância numérica foram obtidas entre os genótipos de milho, enquanto divergências significativas foram observadas entre estações. A quantidade de espécies que integraram cada uma das doze redes variou entre as estações, refletindo mudanças no número de ligações tróficas, densidade de ligações e comprimento médio da cadeia. Genótipos de milho Bt produziram redes tróficas similares à sua isolinha isenta de toxinas cry. Os resultados obtidos indicam que cultivos de milho Bt não afetam significativamente a comunidade associada de artrópodes no prazo de dois cultivos neotropicais.

PALAVRAS-CHAVE: conexões tróficas, biodiversidade, serviços ecológicos, impacto ambiental.

Bt maize stress in neotropical arthropod communities: food webs analysis

ABSTRACT: Agricultural intensification and modifications of agricultural practices such as the use of genetically modified (GM) plants may impose diverse effects on the arthropod community associated with these crops. Thus, we used food-web (network) analyses to evaluate the impact of Bt maize plants on the community associated with maize cultivation in the neotropical region. Arthropod sampling was carried out using arthropod sweep net and also collecting plants during two maize cultivation seasons

(winter and summer) from conventional and Bt maize cultivation fields to build a predator-consumer-plant trivariate network (body mass, numerical abundance, and biomass abundance). Of the 85 arthropod species sampled, only marginal differences in numerical abundance were obtained among genotypes, while significant unconformity was observed between seasons. The number of species that have integrated each of the twelve webs varied between seasons reflecting changes in the number of trophic links, link density and average chain length. Bt maize produced trophic nets similar to their isoline free of Bt toxins. The results indicate that Bt maize crops do not significantly affect the associated arthropod community within two cultures cultivation seasons not causing loss of ecological services.

KEYWORDS: trophic connections, biodiversity, ecological services, environmental impact.

INTRODUÇÃO

Em meio a preocupação generalizada com a perda de biodiversidade impulsionada pela antropogenia, cunhada como “desfaunação do antropoceno” (Ceballos et al. 2015; Dirzo et al. 2014; Haddad et al. 2015; Young et al. 2016), alterações estão ocorrendo em diversos ecossistemas de maneira historicamente sem precedentes (Koerner et al. 2017; Young et al. 2016). Todos ecossistemas são potencialmente vulneráveis ao impacto negativo de estressores e alguns processos antropogênicos configuram-se como grandes estressores ambientais, incluindo o desmatamento, o aquecimento global e a invasão por espécies exóticas (Bellard, Cassey & Blackburn 2016; Giam 2017; Warren et al. 2018). Impactos da desfaunação geram consequências em cascata, variando de coexistências locais e globais de espécies e suas interações, à perda de serviços ecológicos críticos para a humanidade (Hooper et al. 2012; Young et al. 2016).

A intensificação agrícola tem sua contribuição nessa vasta crise (Allan et al. 2015). Por produzir agroecossistemas tipicamente simplificados, onde uma ou poucas espécies de plantas estão disponíveis para sustentar toda uma comunidade de artrópodes (Bohan et al. 2013; Lefcheck et al. 2015), a intensificação agrícola reduz as fontes de alimento e abrigo para artrópodes de níveis tróficos superiores que exercem controle *top-down* de pragas (Haro, Silveira & Wilby 2018). A incidência de espécies de pragas adaptadas a ambientes com poucas culturas torna cada vez mais necessária a utilização de pesticidas para garantir a produção desejada. Por exemplo, inseticidas são utilizados frequentemente nestes agroecossistemas alterando o grupo de espécies que coexistem na

paisagem, seja por seus efeitos diretos ou indiretos, letais ou subletais (Guedes et al. 2016; Guedes, Walse & Throne 2017). Contudo, outras ferramentas além de inseticidas são utilizadas para minimizar perdas de produção, e uma delas é o cultivo de plantas geneticamente modificadas (GM). Estas plantas GM implementadas em agroecossistemas têm se destacado pelo aumento da área cultivada nos últimos anos, com o Brasil ocupando a segunda posição e acumulando aumento na adoção nos últimos anos (50,2 milhões de hectares, crescimento de 2% em 2017) (ISAAA 2017). O milho GM é um dos responsáveis por esse crescimento e a engenharia genética nesta cultura compreende resistência a insetos (RI) (contra coleópteros e/ou lepidópteros pragas), tolerância a herbicidas e/ou ambos. A RI no milho tem sido alcançada ao integrar, à esta espécie vegetal, um ou diversos genes *cry* da bactéria *Bacillus thuringiensis* (Bt), que codificam cristais proteicos tóxicos a insetos (Sanahuja et al. 2011).

Apesar da grande adoção de milho GM, os riscos ambientais, socioeconômicos e para saúde ainda são alvo de debate e preocupações quanto a segurança de seu cultivo em larga escala (Pellegrino et al. 2018; Svobodová et al. 2017). Destaca-se o potencial efeito na redução da biodiversidade (Frizzas, Oliveira & Omoto 2017; Klümper & Qaim 2014), especialmente para espécies não-alvo (O'Callaghan et al. 2005), tais como polinizadores, inimigos naturais (Chang et al. 2017; Guo et al. 2016) e detritívoros (Romeis, Meissle & Bigler 2006; Yang et al. 2015), organismos importantes para a produção e produtividade agrícola, por vezes produzindo efeitos positivos (Romeis et al. 2019).

As investigações do impacto causado por culturas Bt sobre a comunidade de artrópodes têm sido relativamente superficiais, tanto em laboratório como em campo, tendo como alvo experimental apenas algumas espécies de artrópodes (Liu et al. 2016; Meissle et al. 2014; Svobodová et al. 2017). Quando eventualmente é avaliado todo o grupo de artrópodes, apenas descritores gerais, como índice de diversidade, riqueza e abundância são apresentados (Guo et al. 2014; Marques et al. 2018). Contudo, alguns estudos têm sido conduzidos usando técnicas multivariadas na ordenação e reconhecimento de efeitos em grupamentos de espécies, mas sem considerar as inter-relações entre estas (e.g., Torres & Ruberson 2005). Considerando a possibilidade de interações diretas e indiretas das plantas transgênicas com insetos-praga e seus inimigos naturais, mudanças na estrutura ecológica da comunidade de artrópodes são esperadas, as quais podem ser investigadas pelo uso de redes tróficas (Alexander 1982; Dunne, Williams & Martinez 2002a; Guedes, Walse & Throne 2017; Stouffer & Bascompte 2010). Portanto, análises envolvendo toda a rede trófica podem ser mais adequadas na

avaliação do estresse causado por culturas Bt sobre comunidades de artrópodes, o que inclui insetos-alvo e não-alvo.

Rede trófica, por definição, é simplesmente uma rede de interações de alimentação entre espécies (May 1972), e representa a ‘fotografia’ da estrutura trófica de uma determinada comunidade de artrópodes que ocupa um local em um particular ponto no tempo (Pimm, Lawton & Cohen 1991). Portanto, redes tróficas podem ser moldadas de acordo com a dinâmica do sistema (Schriever 2015). Parâmetros de ecologia de comunidades têm sido usados em redes com intuito de entender as consequências dos distúrbios antrópicos em paisagens diversas (e.g. intensificação agrícola), o que pode implicar em um decréscimo sobre diferentes níveis funcionais do ecossistema (Bolchoun, Drossel & Allhoff 2017; Hooper et al. 2005). Esforços neste sentido têm sido despendidos para avaliar o efeito de proteínas Bt sobre a comunidade de artrópodes do milho (Pálinkás et al. 2017; Szénási et al. 2014). No entanto, as comparações destes estudos mostram baixa resolução por se basearem em taxas abrangentes, de baixo nível (Família, Ordem), e não espécies e gêneros, e avaliarem simultaneamente genótipos transgênicos de plantas cultivadas sem as respectivas isolinhas (e.g., Szénási et al. 2014).

Aqui nós empregamos análise de rede trófica para avaliar o impacto do genótipo de milho YieldGard VT PRO 3™ sobre espécies isoladas e a comunidade de artrópodes associadas diretamente ou indiretamente ao plantio. O híbrido YieldGard VT PRO 3™ trata-se de genótipo piramidado contendo as proteínas Cry1A.105, Cry2Ab2 e Cry3Bb1, que oferecem proteção contra insetos da parte aérea da planta, como a lagarta do cartucho *Spodoptera frugiperda* e *Elasmopalpus lignosellus*, e abaixo do solo, como vaquinhas (Burtet et al. 2017; Campbell et al. 2017; Siebert et al. 2012), além de proporcionar tolerância ao herbicida glifosato. Estas espécies de pragas-chave são fonte de recurso alimentar para manutenção de níveis tróficos superiores (i.e., predadores e parasitoides) e a supressão significativa delas pode conduzir a efeitos de cadeia (Dunne, Williams & Martinez 2002b; Jordan 2009; Zhao et al. 2016). Tal efeito mais severo principalmente nas espécies especializadas dos níveis tróficos superiores pode limitar serviços ecológicos importantes, como controle biológico de pragas (Mori, Isbell & Seidl 2018; Peralta et al. 2014; Tylianakis & Binzer 2014). Em outras palavras, as supressões de recurso alimentar podem causar eliminações secundárias ou produzirem efeito em cascata, afetando a persistência e a resiliência da comunidade de artrópodes especializados (MacFadyen et al. 2009; Thebault & Fontaine 2010; Tylianakis et al. 2008).

Isolinhas do genótipo YieldGard VT PRO 3™ desprovidas de piramidação com Bt, além do próprio genótipo Bt, foram cultivadas por duas estações e sob as mesmas

condições para testarmos as seguintes hipóteses: (i) o genótipo contendo o piramidado de protoxinas Bt pode influenciar na riqueza e abundância de artrópodes alvo e suas espécies intimamente relacionadas; e, (ii) além disso, tais toxinas podem afetar as redes tróficas de artrópodes ao afetarem as espécies alvo da tecnologia, refletindo em alterações na estrutura e complexidade das referidas redes tróficas. Desta maneira nós esperamos contribuir para o avanço no entendimento do possível “estresse” causado pela biotecnologia Bt em comunidades de artrópodes.

MATERIAL E MÉTODOS

Sistema de estudo

Os experimentos de campo foram conduzidos em três áreas pertencentes a estação experimental da Universidade Federal de Viçosa - Campus Florestal (19° 52' 34,62" S, 44° 25' 9,19" W), Minas Gerais, Brasil. Um bloco de 0,8 ha (50 m de largura e 160 m de comprimento), demarcado em cada área experimental (bloco), cuja vegetação ao redor eram de fragmentos de floresta nativa e culturas de sorgo, trigo, milho e soja.

Os blocos foram divididos ao meio e cultivados com sementes de milho genótipo Agroceres® (*Zea mays* L.) portador de tecnologia Bt YieldGard VT PRO 3™ (piramidado produzindo Cry 1^a.105, Cry2AB2 e Cry3Bb1, e tolerância ao ingrediente ativo glifosato – daqui em diante referido como “milho Bt”) e genótipo isogênico convencional Roundup Ready®2 (confere tolerância ao ingrediente ativo glifosato – daqui em diante referido como “milho não-Bt). Os experimentos seguiram um delineamento em blocos casualizados, com três repetições. A plantadeira foi regulada para semeadura com 90 cm entre linhas e 6 sementes por metro linear, com densidade populacional de cerca de 66668 plantas por hectare. Os experimentos foram conduzidos em duas estações, uma de inverno (plantada no final de fevereiro de 2016 e colhida em agosto de 2016) e uma de verão (plantada em meados de outubro de 2016 e colhida no final de março de 2017). O cultivo foi conduzido com as seguintes práticas: fertilização de plantio (350-400 kg. ha⁻¹, Heringer 8% N, 28% P₂O₅, 16% K₂O), controle de plantas espontâneas 20 dias após plantio (3 L glifosato. ha⁻¹ em 200 L de calda), fertilização de cobertura 30 dias após plantio (300 kg. ha⁻¹, Heringer 20% N, 0% P₂O₅, 20% K₂O) e irrigação por aspersão foi realizada quando necessário (Anexo 1), principalmente na safra de inverno, até o estágio de enchimento de grãos. Não houve aplicação de inseticidas. A colheita ocorreu quando

os grãos apresentaram umidade próxima a 20% (186 e 163 dias após o plantio, para estação de inverno e verão, respectivamente).

Amostragem de artrópodes

Nós amostramos os artrópodes em cada bloco (Bt e não Bt) usando dois métodos de coleta, remoção de plantas e coleta em rede de varredura. Foram conduzidas seis amostragens na estação de inverno e cinco na estação de verão. Tais amostragens aconteceram em diferentes estágios de crescimento do milho (estádio vegetativo: estádio de oito (V8) e 12 (V12) (somente na estação de inverno) folhas; pendoamento (VT); estádio reprodutivo: grão leitoso (R2), grão farináceo (R5) e maturação fisiológica (R6)) que correspondiam a 32, 50, 71, 90, 119 e 166 e a 34, 76, 91, 116 e 141 dias após o plantio, respectivamente, para estação de inverno e verão. Em cada tratamento (milho Bt e milho não-Bt) e bloco, dez plantas inteiras foram cobertas por um saco plástico (100 L) e removidas do campo e dez amostragens com rede de varredura (as varreduras eram direcionadas ao terço superior da planta e cada varredura cobria cinco plantas) foram realizadas. Foi tomado cuidado para não tocar na planta antes da coleta para evitar a fuga de artrópodes com maior mobilidade. Os artrópodes coletados na rede de varredura foram acondicionados em recipientes plásticos (um recipiente para cada amostra) e levados ao laboratório. As plantas coletadas foram transportadas ao laboratório, congeladas e inspecionadas quanto a presença de artrópodes. Todos os artrópodes foram quantificados, preservados em álcool e, posteriormente, identificados pelo menos ao nível de gênero, preferencialmente a nível de espécie, por taxonomistas especializados (Anexo 7). Por utilizar métodos de coleta muito abrangentes, uma filtragem inicial de táxons foi feita selecionando aqueles que obtiveram uma frequência de incidência em amostragens superior a 20% (i.e., frequência > 20%), com exceção dos táxons que estruturam a entomofauna do milho que foram mantidos independente da frequência.

Baseado na quantificação e identificação de artrópodes, riqueza de espécies (S) e abundância numérica (N ; indivíduos. m^{-2}) foram calculadas. Além disso, foi obtida o peso fresco médio de plantas de milho ($5 \text{ plantas. amostragem}^{-1}. \text{distância}^{-1}$) com balança analítica (Shimadzu AUW220D, Kyoto, Japan) e o peso médio de dez artrópodes de cada espécie (média para a espécie independente do tratamento) em balança eletrônica (modelo XS3DU, Mettler Toledo, Columbus, OH, EUA). Finalmente, a abundância de biomassa para cada espécie foi calculada ao multiplicar a abundância numérica pela massa corporal

específica ($B = N \times M$) permitindo avaliar os padrões de fluxo de energia entre os níveis tróficos (Cohen, Jonsson & Carpenter 2003).

Conexões da rede trófica

As conexões tróficas entre as espécies foram inicialmente estabelecidas pelo conhecimento prévio das relações entre elas e por observações visuais dessas relações no campo durante as amostragens e em vistorias periódicas no campo. Em seguida, utilizamos literatura publicada para confirmar essas conexões (Harper-Smith et al. 2006) e para determinar todas as potenciais relações tróficas para cada espécie e preparar uma matriz dicotômica de interação consumidor-presa para cada bloco, genótipo e estação de cultivo (12 redes tróficas) (Haro, Silveira & Wilby 2018).

Estimativa da produção

Quando a cultura atingiu a maturação fisiológica, as espigas de três linhas (10 metros lineares por linha) situadas ao centro dos blocos foram colhidas para estimar a produtividade em cada bloco, genótipo e estação. As espigas foram debulhadas e os grãos pesados em balança mecânica.

Análise dos dados

Os dados de riqueza e abundância de artrópodes foram inicialmente submetidos a um processo seletivo de espécies que explicavam o máximo da variância observada entre estações e genótipos usando PROC STEPDISC com a seleção STEPDISC (SLENTRY = 0,15) no SAS (SAS Institute 2001) (Badji et al. 2004). As espécies de artrópodes foram selecionadas de acordo com dois critérios: (1) o nível de significância de um teste F a partir de uma análise de covariância, onde os artrópodes escolhidos atuam como covariáveis e os tratamentos são as variáveis independentes; e (2) a correlação parcial quadrada para prever os tratamentos a partir de compostos, controlando os efeitos dos compostos já selecionados para o modelo.

Abundância numérica logaritimizada dos artrópodes selecionados foi subsequentemente submetida a análise de variância multivariada seguindo arranjo fatorial 2×2 (duas estações x dois genótipos) seguido por análises de variância univariadas para cada espécie artrópode, quando apropriado (PROC GLM com declaração MANOVA; SAS). Teste de Tukey HSD ($p < 0,05$) foi usado para separar médias quando um efeito era significativo.

A divergência entre genótipos e estações quanto a diversidade e abundância de espécies de artrópodes foi testada usando análise de variáveis canônicas (CVA), onde os primeiros eram variáveis independentes e os últimos eram as variáveis (resposta) dependentes. A significância da separação entre grupos de tratamentos foi determinada pelo teste de F aproximado ($p < 0,05$), usando a distância de Mahalanobis entre a respectiva classe média das variáveis canônicas. Essas análises foram realizadas usando o procedimento CANDISC (SAS Institute 2001) (Badji et al. 2004). Para todos os testes estatísticos os dados tiveram que ser transformados em $\log_{10}(x+1)$ para satisfazer as premissas de normalidade e homoscedasticidade, testados pelo procedimento PROC UNIVARIATE do SAS (SAS Institute 2001).

Dados de riqueza de espécies (S), abundância numérica (N), massa corporal (M), abundância de biomassa (B) e todas as conexões entre espécies foram usados para estimar os parâmetros de rede trófica. Objetivando reduzir a dimensionalidade dos dados, N , M e B foram transformados logaritmicamente na base 10. Nós usamos riqueza de espécies (número de espécies ou de nós da rede trófica; S) como um indicador de diversidade, razão de presas para consumidor como relação entre presas e consumidores, e a porcentagem de espécies de topo (espécies sem consumidores), basais (espécies sem recursos) e intermediárias (espécies com consumidores e recursos) como métricas de distribuição trófica.

Ligações tróficas (L) entre todas as espécies na rede trófica foram utilizadas para calcular a densidade de ligações (número de ligações por espécies; $L \cdot S^{-1}$); conectância (C ; fração realizada de todas as ligações possíveis; $L \cdot S^{-2}$), que reflete a complexidade geral da rede trófica; e proporção de ligações entre táxons de topo, intermediários e basais como métricas de complexidade topológica da rede trófica. Comprimento médio da cadeia (i.e., número de ligações requeridos para uma espécie basal encontrar uma espécie de topo na rede) foi utilizada como propriedade da cadeia. Grau de onivoria (espécies consumidoras com cadeias alimentares de comprimento maior que um) foi determinada como uma medida de especialização alimentar. A fim de avaliar as mudanças na complexidade do sistema trófico potencialmente envolvidas em mudanças na taxa de consumo entre os genótipos, determinamos a generalidade (número médio de presas por consumidor) e vulnerabilidade (número médio de consumidores por presa) da rede. Todos os parâmetros da rede trófica foram calculados no R (R 2013) com o pacote Cheddar (Hudson et al. 2013). Representações gráficas das redes tróficas foram feitas usando modelo trivariado com N , M e B (Cohen, Jonsson & Carpenter 2003). Análises univariadas para cada parâmetro da rede foram realizadas a fim de discriminar diferenças

entre genótipos e estações com dados agrupados das datas de amostragem (PROC GLM no SAS).

Diferenças entre os genótipos, nas tendências de *N* e *B* em cada um dos níveis tróficos, dentro de cada estação separadamente foram avaliadas mediante análise de variância por medidas repetidas (PROC MIXED), pois as amostragens de artrópodes foram realizadas nas mesmas repetições (blocos) ao longo do desenvolvimento da planta, evitando assim os problemas de pseudo-repetição no tempo. Estruturas de covariância para as medidas repetidas do modelo misto foram construídas durante cada análise, e o Critério de Informação de Akaike (AIC) foi usado para avaliar qual era o melhor modelo (ARH (1), TOEPH, ANTE (1) e UN) (SAS Institute 2001).

Médias da produção, em quilogramas, de cada tratamento (milho Bt e não Bt) foram submetidas à análise de variância (PROC GLM no SAS) para verificar o efeito de genótipo e estação na produção.

RESULTADOS

Impacto no conjunto de espécies de artrópodes

Um total de 85 táxons foram selecionados nas duas estações de cultivo de milho (Anexo 2 e 3), somando 16447 indivíduos. As espécies mais abundantes foram as dos herbívoros *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott, 1923) (Hemiptera: Cicadellidae), *Euxesta eluta* Loew, 1868 (Diptera: Otitidae), *Rhopalosiphum maidis* (Fitch, 1856) (Hemiptera: Aphididae) e *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae); dos predadores *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae), *Doru luteipes* (Scudder, 1876) (Dermaptera: Forficulidae) e *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera: Anthocoridae); e dos detritívoros *Lachesilla sp* (Mockford, 1993) (Psocodea: Lachesillidae), *Sthenaridea carmelitana* (Carvalho, 1948) (Hemiptera: Miridae) e *Hippelates sp* (Loew, 1863) (Diptera: Chloropidae).

Um conjunto de 13 táxons foram selecionados do grupo das 85 espécies: oito herbívoros, quatro predadores e um detritívoro, sendo responsáveis por 61% da variância total explicada entre genótipos e estações (Tabela 1). Essas espécies foram usadas em análises posteriores para examinar diferenças entre tratamentos (i.e., genótipos de milho e estações de cultivo).

Foram reconhecidas diferenças significativas entre genótipos de milho (Wilk's $\lambda = 0.3595$, $df_{(num/den)} = 13/50$, $F_{appr.} = 6.85$, $p < 0.0001$), estações de cultivo (Wilk's $\lambda =$

0.2032, $df_{(num/den)} = 13/50$, $F_{appr.} = 15.08$, $p < 0.0001$), assim como houve efeito significativo da interação entre estas variáveis (Wilk's $\lambda = 0.3958$, $df_{(num/den)} = 13/50$, $F_{appr.} = 5.87$, $p < 0.0001$); estas diferenças foram atribuídas a apenas algumas espécies (Tabela 2), como indicado pelas análises univariadas, destacando os agentes de controle biológico tesourinha *Doru luteipes* (Scudder, 1876) (Dermaptera: Forficulidae), o predador de afídeos *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) e a mosca-de-pernas-longas *Condylostylus sp* (Bigot, 1859) (Diptera: Dolichopodidae); além dos fitófagos mosca-da-espiga *Euxesta eluta* Loew, 1868 (Diptera: Otitidae), o mirídeo *Sericophanes ornatus* (Berg, 1878) (Hemiptera: Miridae) e o dolichopodidae minador *Thrypticus sp* (Gerstäcker 1864) (Diptera: Dolichopodidae) (Tabela 2).

Houve diferença significativa entre tratamentos quanto à riqueza e abundância numérica dos 13 táxons de artrópodes reconhecidos acima (Wilks' $\lambda = 0.0338$; $F = 8.16$; $df_{(num/den)} = 39/149$; $p < 0.0001$) (Tabela 3). Além disso, foram significativos o primeiro e segundo eixos canônicos ($p < 0.0001$) que explicaram 73% e 21% da variância total dos tratamentos, respectivamente. O diagrama de ordenação derivado da análise de CVA destaca as diferenças entre os tratamentos, confirmado pela diferença significativa entre eles (D^2 ; distância de Mahalanobis; $p \leq 0,01$) (Figura 1). O primeiro eixo canônico foi responsável por separar as estações, e as maiores cargas canônicas foram observadas para *D. luteipes*, *C. externa*, *Seira sp* (Lubbock, 1969) (Collembola: Entomobryidae), *E. eluta* e *Sogatella kolophon* (Kirkaldy, 1907) (Hemiptera: Delphacidae), enquanto a espécie *Diabrotica speciosa* (Germar, 1824) (Coleoptera: Chrysomelidae) quantificou a maior divergência no segundo eixo canônico, diferenciando os genótipos (Figura 1).

Tabela 1. Resumo de seleção gradual para o procedimento de seleção de espécies de artrópodes a serem incluídas na análise de variáveis canônicas para máxima discriminação entre os tratamentos.

Passo	Nº	Variáveis		R ² parcial	Teste <i>F</i> da análise de covariância		Correlação parcial quadrada	
		Introduzida	Removida		<i>F</i>	<i>p</i>	Correlação canônica quadrada média	<i>p</i>
1	1	<i>Doru luteipes</i>	—	0,64	37,35	<,0001	0,21	<,0001
2	2	<i>Planicephalus flavicosta</i>	—	0,40	13,41	<,0001	0,27	<,0001
3	3	<i>Chrysoperla externa</i>	—	0,21	5,30	0,003	0,29	<,0001
4	4	<i>Sericophanes ornatus</i>	—	0,15	3,37	0,025	0,33	<,0001
5	5	<i>Spodoptera frugiperda</i>	—	0,16	3,59	0,019	0,37	<,0001
6	6	<i>Larinia directa</i>	—	0,18	4,27	0,009	0,41	<,0001
7	7	<i>Ferrariana trivitatta</i>	—	0,17	3,85	0,014	0,44	<,0001
8	8	<i>Condylostylus sp</i>	—	0,14	2,89	0,044	0,48	<,0001
9	9	<i>Diabrotica speciosa</i>	—	0,14	2,87	0,045	0,51	<,0001
10	10	<i>Euxesta eluta</i>	—	0,16	3,37	0,025	0,53	<,0001
11	11	<i>Seira sp</i>	—	0,16	3,28	0,028	0,57	<,0001
12	12	<i>Thrypticus sp</i>	—	0,13	2,55	0,066	0,60	<,0001
13	13	<i>Sogatella kolophon</i>	—	0,11	1,98	0,129	0,61	<,0001

Tabela 2. Abundância numérica (média ± erro padrão) de espécies de artrópodes selecionadas no procedimento *stepwise* submetida à análise de variância multivariada para identificar diferenças entre tratamentos (estações e genótipos).

		Abundância numérica (N; indivíduos. m ⁻² de cultura. amostragem ⁻²)							
Nível trófico	Espécies	sp	Inverno		Verão		F _{3,62}	p	
			Milho não-Bt	Milho Bt	Milho não-Bt	Milho Bt			
Detritívoro	<i>Seira sp</i>	84	0,28 ± 0,17 a	0,31 ± 0,20 a	1,07 ± 0,56 a	2,01 ± 1,11 a	1,98	0,13	
Herbívoros	<i>Diabrotica speciosa</i>	10	0,23 ± 0,09 a	0,05 ± 0,02 a	0,16 ± 0,06 a	0,22 ± 0,08 a	1,67	0,18	
	<i>Euxesta eluta</i> *	14	17,31 ± 8,47 a	10,79 ± 5,94 ab	1,29 ± 0,98 b	2,10 ± 1,20 ab	3,04	0,04	
	<i>Ferrariana trivittata</i>	15	0,07 ± 0,04 a	0,02 ± 0,01 a	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 a	2,70	0,05	
	<i>Planicephalus flavicosta</i>	25	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 a	0,07 ± 0,04 a	0,19 ± 0,11 a	2,77	0,05	
	<i>Sericophanes ornatus</i> *	27	0,09 ± 0,05 ab	0,42 ± 0,18 a	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 b	4,90	0,00	
	<i>Sogatella kolophon</i>	28	0,062 ± 0,03 a	0,080 ± 0,05 a	0,133 ± 0,08 a	0,104 ± 0,06 a	0,22	0,88	
	<i>Spodoptera frugiperda</i>	30	2,02 ± 0,42 a	1,03 ± 0,44 a	1,38 ± 0,66 a	0,81 ± 0,29 a	2,07	0,11	
	<i>Thrypticus sp</i> *	32	0,09 ± 0,04 b	0,09 ± 0,03 b	0,41 ± 0,12 a	0,16 ± 0,05 ab	5,29	0,00	
Predadores	<i>Chrysoperla externa</i> *	39	0,85 ± 0,28 a	0,67 ± 0,21 a	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 b	6,98	0,00	
	<i>Condylostylus sp</i> *	42	0,03 ± 0,02 b	0,06 ± 0,03 ab	0,17 ± 0,05 a	0,07 ± 0,02 ab	3,80	0,01	
	<i>Doru luteipes</i> *	61	0,60 ± 0,20 b	0,89 ± 0,40 b	14,49 ± 2,42 a	11,34 ± 2,12 a	37,35	<,0001	
	<i>Larinia directa</i>	64	0,01 ± 0,01 a	0,09 ± 0,05 a	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 a	2,85	0,04	
<i>Análise de variância multivariada (MANOVA)</i>			Wilks' λ		GL num	GL den	F apro.	p	
<i>Genótipo</i>			0,3595		13	50	6,85	<,0001	
<i>Estação</i>			0,2033		13	50	15,08	<,0001	
<i>Genótipo*estação</i>			0,3958		13	50	5,87	<,0001	

*Espécies marcadas com asterisco apresentam diferenças significativas entre estações de cultivo (p <0,05).

Tabela 3. Cargas canônicas (entre estruturas canônicas) dos eixos canônicos para as espécies de artrópodes amostradas em duas estações e dois genótipos de milho. Números em negrito indicam os principais contribuidores de cada eixo.

Compostos	Eixos canônicos	
	1°	2°
<i>Doru luteipes</i>	0,99	-0,01
<i>Planicephalus flavicosta</i>	0,88	0,18
<i>Chrysoperla externa</i>	-0,99	0,06
<i>Sericophanes ornatus</i>	-0,74	-0,63
<i>Spodoptera frugiperda</i>	-0,60	0,68
<i>Larinia directa</i>	-0,65	-0,71
<i>Ferrariana trivitatta</i>	-0,79	0,58
<i>Condylostylus sp</i>	0,72	-0,41
<i>Diabrotica speciosa</i>	0,35	0,93
<i>Euxesta eluta</i>	-0,94	0,33
<i>Seira sp</i>	0,96	0,10
<i>Thrypticus sp</i>	0,79	-0,19
<i>Sogatella kolophon</i>	0,91	-0,31
<i>F</i>	8,16	4,38
<i>p</i>	<,0001	<,0001
<i>Eigenvalue</i>	6,16	1,81
<i>Variância explicada</i>	0,73	0,21

Propriedades das redes tróficas

Considerando as 85 espécies de artrópodes (Anexos 2 e 3) e as interações entre elas (Anexo 4), nós estimamos 18 parâmetros de rede (Tabela 4). Não foi detectado efeito significativo de genótipo nos parâmetros de rede (Wilks' $\lambda = 0,2246$; $F = 1,73$; $GL_{(num/den)} = 6/3$; $p = 0,35$). No entanto, foram encontradas diferenças significativas entre as estações (Wilks' $\lambda = 0,0144$; $F = 34,09$; $GL_{(num/den)} = 6/3$; $p = 0,01$). Assim, são mostradas apenas duas redes tróficas, uma representativa de cada estação de cultivo (i.e., inverno e verão; Figuras 2 e 3). A inspeção das redes (Figuras 2 e 3) indica diferenças consideráveis na riqueza de espécies que integraram cada estação, sendo superior na estação de inverno (variando de 66 a 70 espécies) e inferior na estação de verão (variando de 52 a 63 espécies) (Tabela 4); a mesma distinção ocorreu para número de conexões tróficas, também superior na estação de inverno (Tabela 4).

A combinação de espécies do quarto (consumidores primários) e quinto (consumidores secundários) níveis tróficos evidenciam as diferenças na riqueza de espécies e conexões tróficas entre as estações (Figura 4).

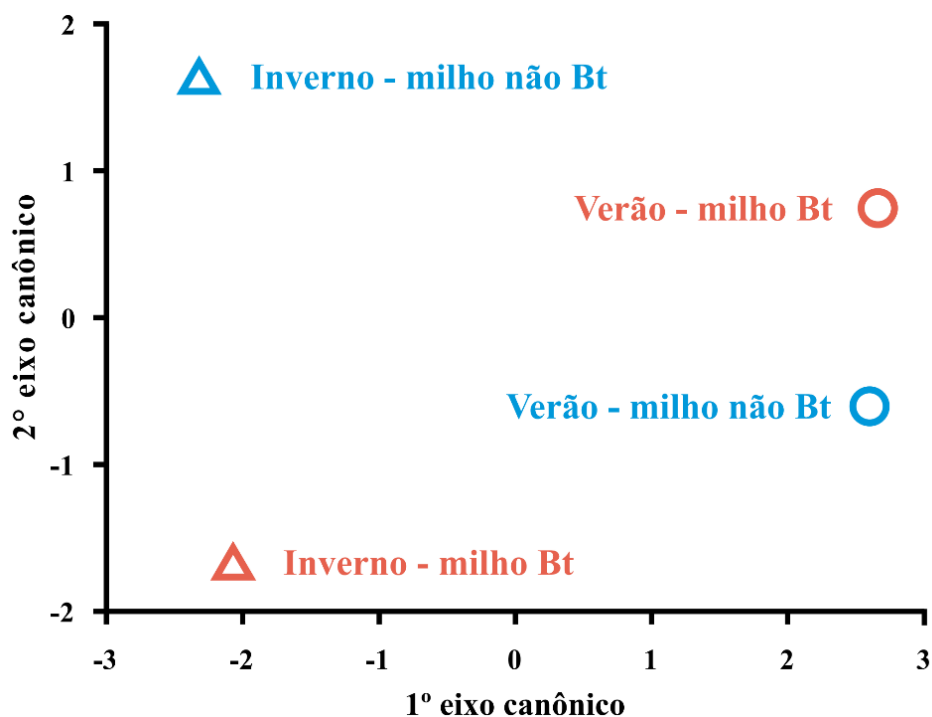


Figura 1. Diagrama de ordenação (CVA) mostrando a divergência entre a composição de artrópodes registrada em quatro tratamentos (ver Tabela 3). Os símbolos são variações canônicas médias de cada tratamento e diferem pelo teste F aproximado ($p < 0,05$), com base na distância de Mahalanobis (D_2) entre as médias das classes na ordenação de CVA.

Impacto nos valores de N e B

Como esperava-se, houve efeito significativo das datas de amostragem na abundância numérica em praticamente todos os níveis tróficos (detritívoros, herbívoros e consumidores primários, secundários e terciários) nas duas estações (Anexo 5), exceto para detritívoros ($F_{1,4} = 6,23$; $p = 0,06$) e consumidores terciários ($F_{1,4} = 1,01$; $p = 0,05$) na segunda estação (verão). Em nenhum nível trófico, nas duas estações, o efeito do genótipo de milho foi significativo.

Para abundância de biomassa as datas de amostragem foram significativas em todos níveis tróficos na estação de inverno (exceto consumidores terciários ($F_{1,5} = 3,45$; $p = 0,16$)) e apenas para herbívoros ($F_{1,4} = 11,86$; $p = 0,04$) e consumidores secundários ($F_{1,4} = 25,28$; $p = 0,01$) na estação de verão. Uma única instância significativa foi observada entre genótipos, o que aconteceu para herbívoros ($F_{1,5} = 7,70$; $p = 0,03$) na estação de inverno (Anexo 5). A flutuação na abundância numérica e abundância de biomassa para cada nível trófico ao longo da fenologia da planta está representada na Figura 5.

Tabela 4. Valores dos descritores de rede trófica para rede trófica de artrópodes associados com o milho Bt e não Bt em duas estações.

	Inverno		Verão		F _{3,8}	p
	Milho não-Bt	Milho Bt	Milho não-Bt	Milho Bt		
Propriedades das espécies						
Número de nós ¹	68,00 ± 1,00 ab	68,33 ± 1,20 a	56,67 ± 2,40 c	61,33 ± 0,88 bc	14,07	0,00
Proporção de táxons de topo	0,12 ± 0,01 a	0,12 ± 0,01 a	0,13 ± 0,02 a	0,11 ± 0,01 a	0,35	0,79
Proporção de táxons intermediários	0,86 ± 0,00 a	0,86 ± 0,01 a	0,81 ± 0,03 a	0,85 ± 0,01 a	1,64	0,25
Proporção de táxons basais	0,02 ± 0,01 a	0,01 ± 0,00 a	0,03 ± 0,01 a	0,02 ± 0,00 a	2,63	0,12
Razão presa: consumidor	0,90 ± 0,01 a	0,89 ± 0,01 a	0,89 ± 0,02 a	0,90 ± 0,01 a	0,11	0,95
Propriedades das ligações						
Número de ligações tróficas	561,33 ± 29,72 a	561,67 ± 35,56 a	334,33 ± 39,75 b	394,67 ± 9,52 b	14,09	0,00
Densidade de ligações	8,25 ± 0,38 a	8,21 ± 0,40 a	5,86 ± 0,47 b	6,44 ± 0,15 b	10,96	0,00
Conectância	0,12 ± 0,01 a	0,12 ± 0,00 a	0,10 ± 0,00 a	0,10 ± 0,00 a	5,10	0,03
Proporção de ligações entre:						
Topo e intermediário	0,17 ± 0,02 a	0,20 ± 0,01 a	0,18 ± 0,01 a	0,18 ± 0,01 a	0,92	0,47
Intermediário e intermediário	0,77 ± 0,01 a	0,74 ± 0,01 a	0,72 ± 0,02 a	0,74 ± 0,01 a	2,29	0,16
Intermediário e basal	0,06 ± 0,00 b	0,06 ± 0,00 b	0,10 ± 0,01 a	0,09 ± 0,00 a	17,47	0,00
Propriedades da cadeia						
Comprimento médio da cadeia	3,60 ± 0,09 a	3,41 ± 0,07 ab	3,22 ± 0,09 b	3,30 ± 0,07 b	4,00	0,05
Erro padrão	0,90 ± 0,07 a	0,80 ± 0,04 a	0,77 ± 0,05 a	0,82 ± 0,03 a	1,31	0,34
Propriedades da onivoria						
Grau de onivoria	0,09 ± 0,01 a	0,10 ± 0,01 a	0,08 ± 0,01 a	0,08 ± 0,00 a	1,36	0,32
Assimetria consumidor-presa						
Generalidade	8,47 ± 0,46 a	8,33 ± 0,40 ab	6,18 ± 0,41 c	6,65 ± 0,16 bc	9,48	0,01
Vulnerabilidade	9,40 ± 0,45 a	9,35 ± 0,53 a	6,92 ± 0,36 b	7,40 ± 0,18 b	10,32	0,00
Desvio padrão da generalidade	1,65 ± 0,01 b	1,68 ± 0,03 b	1,87 ± 0,03 a	1,91 ± 0,02 a	27,88	0,00
Desvio padrão da vulnerabilidade	0,89 ± 0,03 a	0,88 ± 0,02 a	0,92 ± 0,04 a	0,88 ± 0,02 a	0,41	0,75
<i>Análise de variância multivariada (MANOVA)</i>						
		Wilks'	GL num	GL den	F appr.	p
Genótipo		0,2246	6	3	1,73	0,35
Estação		0,0144	6	3	34,09	0,01
Genótipo*estação		0,1598	6	3	2,63	0,23

¹ Médias seguidas pela mesma letra na linha não diferem entre si pelo teste de Tuckey (p < 0,05)

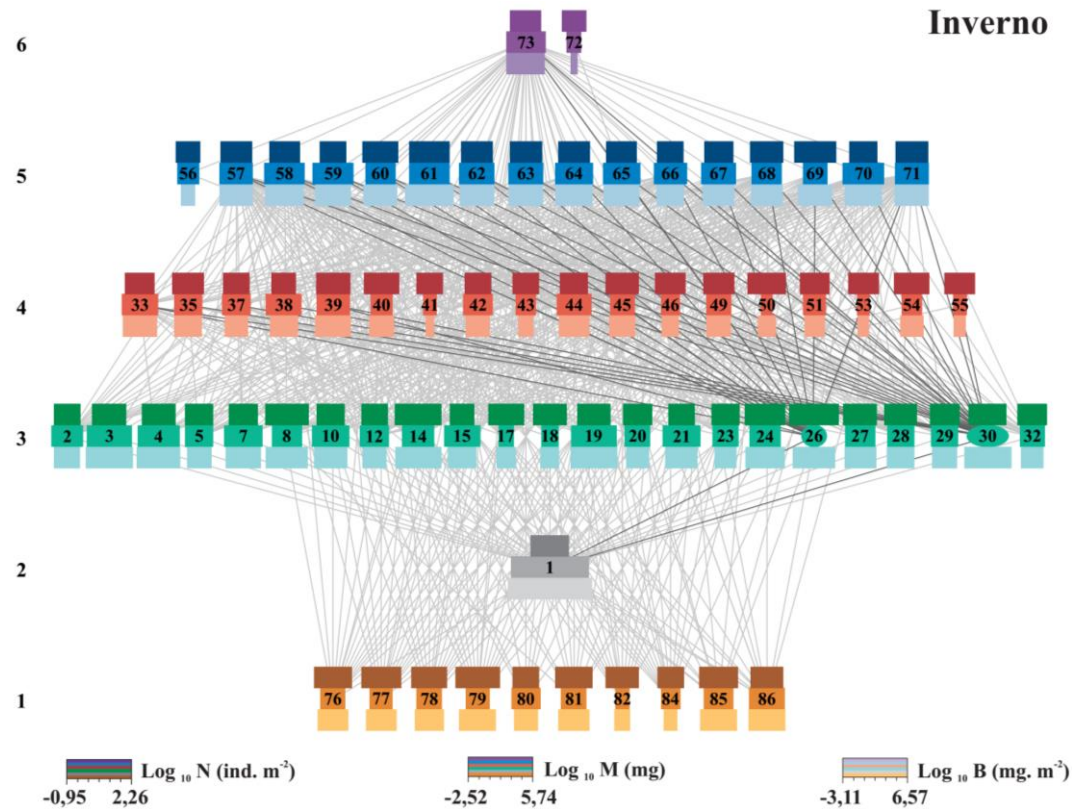


Figura 2. Rede trófica de artrópodes associados a plantas de milho (Bt e não-Bt) na estação de inverno. Quadrados com cores mais fortes representam o log 10 da abundância numérica (indivíduos. m⁻²), quadrados com cores intermediárias representam o log 10 do peso corporal dos indivíduos e cores mais fracas representam o log 10 da abundância de biomassa (mg. m⁻²) da espécie relacionada. Os números das espécies correspondem à numeração apresentada no Anexo 2. A numeração lateral esquerda representa os níveis tróficos. A posição horizontal é arbitrária. Espécies isoladas, canibalismo ou loops foram ignorados.

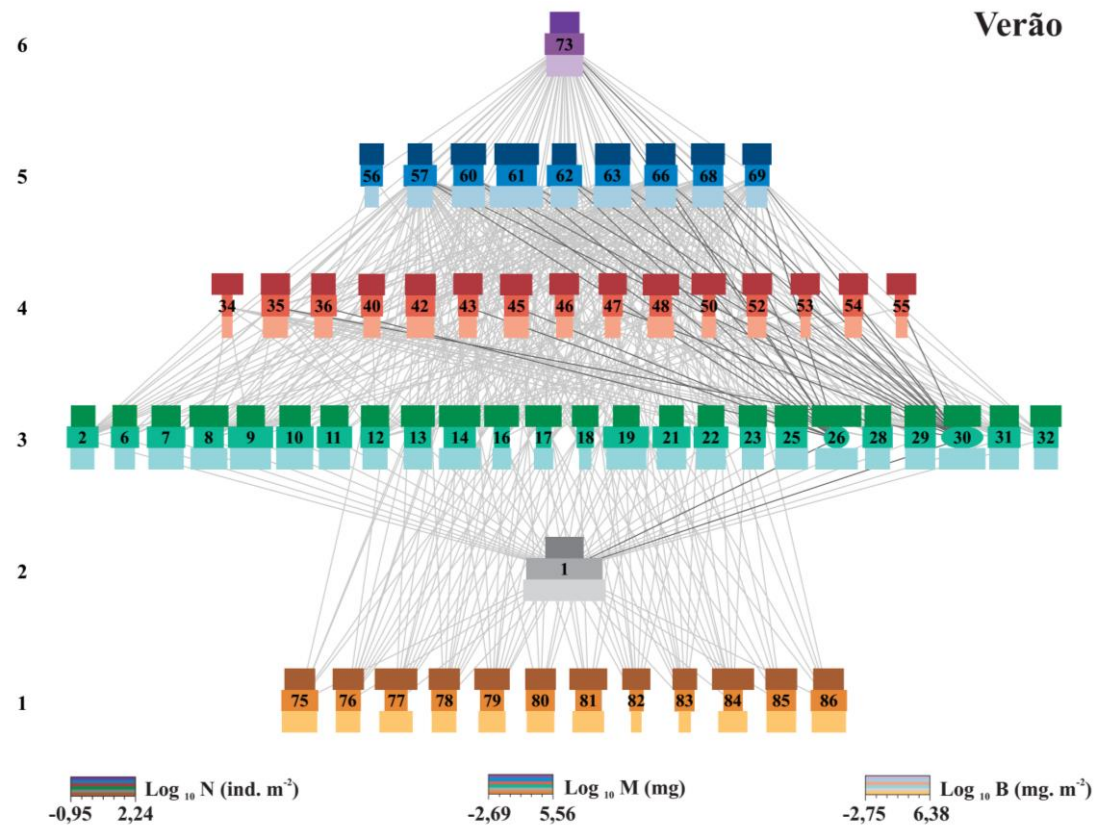


Figura 3. Rede trófica de artrópodes associados a plantas de milho (Bt e não-Bt) na estação de verão. Quadrados com cores mais fortes representam o log 10 da abundância numérica (indivíduos. m⁻²), quadrados com cores intermediárias representam o log 10 do peso corporal dos indivíduos e cores mais fracas representam o log 10 da abundância de biomassa (mg. m⁻²) da espécie relacionada. Os números das espécies correspondem à numeração apresentada no Anexo 3. A numeração lateral esquerda representa os níveis tróficos. A posição horizontal é arbitrária. Espécies isoladas, canibalismo ou loops foram ignorados.

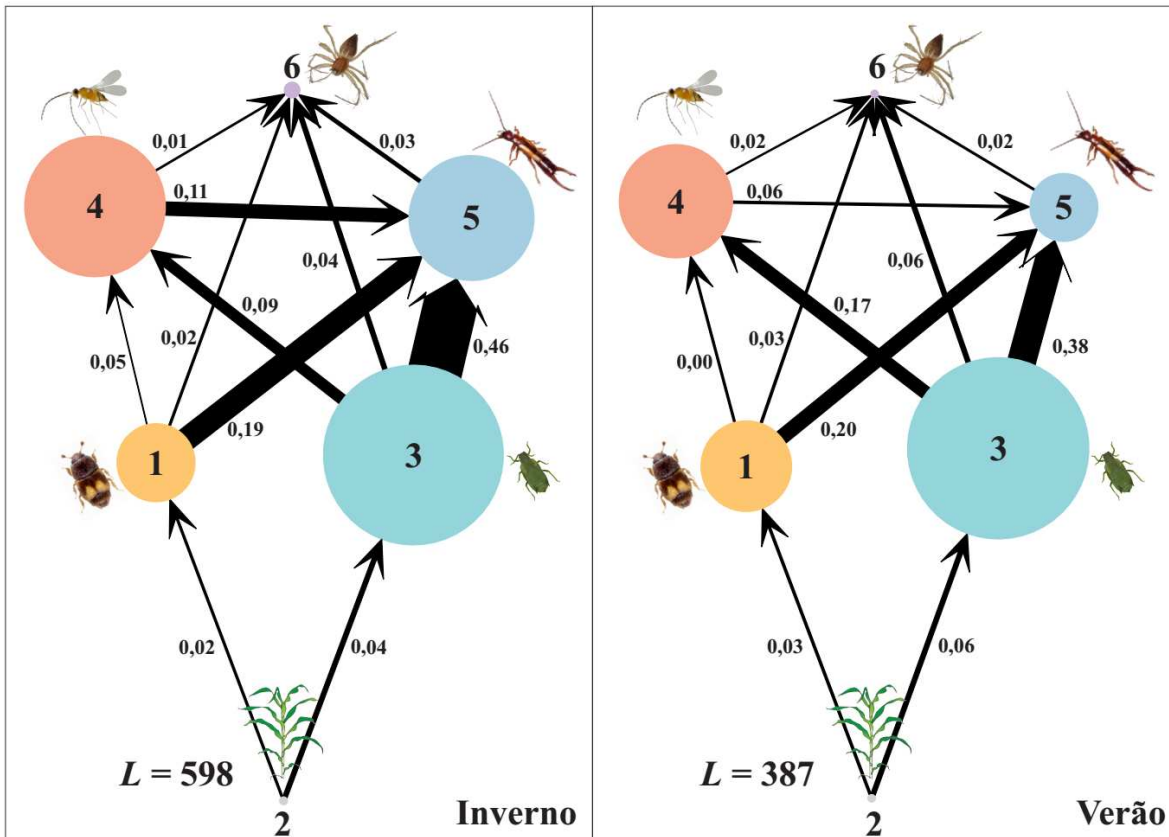


Figura 4. Resumo das redes tróficas dos artrópodes associados a plantas de milho (Bt e não-Bt) na estação de inverno e verão. Os números dentro dos círculos (1 a 6) indicam o nível trófico e o tamanho dos círculos representa a riqueza de espécies de cada nível trófico. A direção das setas indica o fluxo de energia e a espessura e valores nas setas representam a quantidade de interações que ocorrem entre os níveis tróficos em relação ao total (L).

A produtividade média do milho manteve-se igual entre os genótipos, entretanto, diferença significativa foi detectada entre as estações com produção superior no verão $7797,78 \pm 757,67$ kg/ha e inferior no inverno $4481,47 \pm 331,68$ kg/ha (genótipo: $F_{1,8} = 0,01$; $p = 0,91$; estação: $F_{1,8} = 8,98$; $p = 0,02$; genótipo*estação: $F_{1,8} = 0,13$; $p = 0,73$) (Anexo 6).

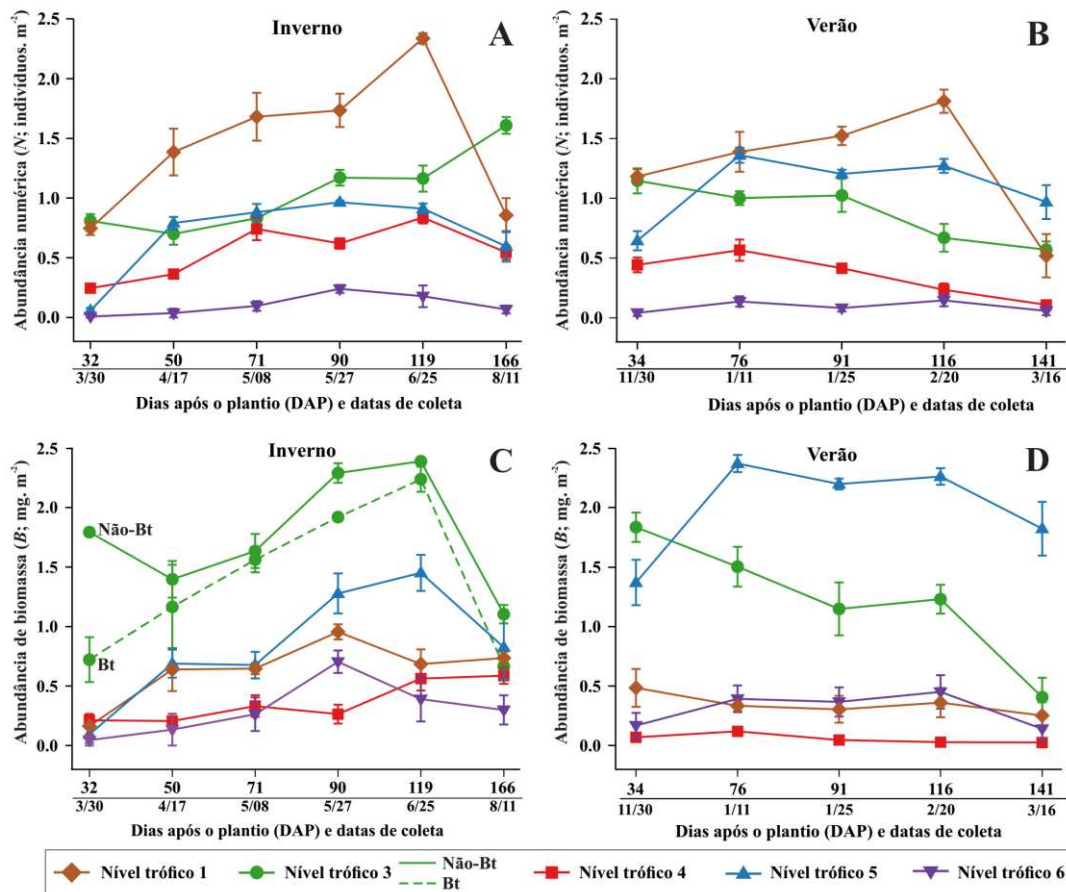


Figura 5. Distribuição logaritimizada da abundância numérica (indivíduos. m⁻²) (A inverno e B – verão) e abundância de biomassa (mg. m⁻²) (C – inverno e D – verão) através dos níveis tróficos em função do desenvolvimento da planta de milho. Os níveis tróficos correspondem com os representados na rede trófica.

DISCUSSÃO

Interações entre plantas de milho GM com Bt e seus organismos alvos e não-alvos têm sido examinadas em uma série de estudos que destacam efeito modesto ou nulo do milho GM na diversidade da comunidade de insetos (Guo et al. 2016; Pellegrino et al. 2018; Romeis et al. 2019). No entanto, para avaliar o impacto de culturas Bt em organismos não-alvo em diferentes níveis tróficos há necessidade de estar familiarizado com a maioria das espécies de artrópodes que prevalecem no agroecossistema (Meissle et al. 2010). Assim, a conclusão de que os genótipos Bt não causam impacto a organismos não-alvos é ainda uma conclusão

prematura, devido ao número limitado de espécies não-alvo estudadas (Lövei, Andow & Arpaia 2009).

Abordagens de redes ecológicas tentam sanar essas deficiências ao empregar análises que consideram todo o complexo de artrópodes que compõem o agroecossistema, detectando efeitos diretos e indiretos de um estressor. No presente estudo a campo buscou-se avaliar o impacto de genótipo de milho Bt resistente às principais lagartas pragas do milho no Brasil, notavelmente *Spodoptera frugiperda* (Burtet et al. 2017), que sustentam inimigos naturais especialistas e generalistas nesta paisagem contemplando seu desenvolvimento parasitando-as e/ou predando-as. Uma vez que estas lagartas são eliminadas ou tem sua abundância drasticamente reduzida, espera-se um efeito em cadeia reduzindo a capacidade de suporte para os organismos dos níveis tróficos superiores (Jordan 2009; Meagher et al. 2016).

A composição e densidade estimada da fauna de artrópodes associada ao agroecossistema de milho é pouco conhecida nas condições neotropicais (Badji et al. 2004). Existem três principais fatores que influenciam nos estudos sobre a biodiversidade: custo monetário, o tempo investido e disponibilidade de conhecimentos técnicos (Gardner et al. 2008; Qi et al. 2008). Portanto, inicialmente, foi analisado o impacto potencial do genótipo Bt sob o conjunto de espécies e abundância numérica de artrópodes durante duas estações de crescimento do milho, tentando alcançar uma precisão taxonômica à nível pelo menos de gênero, mas preferencialmente a nível de espécie, de modo a permitir máxima resolução no estudo (Pérez-Fuertes et al. 2016). Tal avaliação indicou diferentes composições e abundâncias numéricas de artrópodes entre genótipos e estações de cultivo. Entretanto, nenhuma dessas espécies são alvo direto das toxinas Bt. Tanto *Spodoptera frugiperda*, *Elasmopalpus lignosellus* e *Diabrotica speciosa* estiveram presentes com abundância numérica similar entre os genótipos. Considerando todas as espécies amostradas, uma tendência geral foi a distinção entre as estações de cultivo, com algumas espécies ocorrendo em apenas uma das estações.

Todos os grupos avaliados apresentaram ocorrência semelhante em cada estação, independentemente do genótipo de milho cultivado, enquanto diferenças significativas na abundância e composição entre as estações foram comuns. Este resultado é sugestivo de que outros fatores, além do genótipo de milho, foram responsáveis por essas mudanças populacionais. O fato de muitas espécies benéficas serem altamente móveis e apoiadas por

espécies hospedeiras que residem fora da área cultivada provavelmente contribuiu para esses resultados (Kremen et al. 2007).

Nossos resultados encontraram no máximo efeitos marginais dos genótipos sobre as espécies, e efeitos mais pronunciados entre estações (Arias-Martín et al. 2018; Guo et al. 2014; Guo et al. 2016). Estes resultados são consistentes com outros estudos de índices populacionais que seguem esta tendência de nenhum (Guo et al. 2014) ou raro efeito sobre a comunidade de artrópodes (Guo et al. 2016). Têm-se um extensivo estudo em cenário neotropical avaliando o conjunto de espécies entre milho Bt e não-Bt. Este estudo não detectou diferenças nos índices de riqueza, diversidade e equitabilidade (Frizzas, Oliveira & Omoto 2017).

Embora registrado uma menor média de *S. frugiperda* no milho Bt, essa não foi significativamente diferente da média no milho não-Bt. É reconhecido que algumas populações neotropicais de *S. frugiperda* apresentam resistência às proteínas tóxicas Cry 1A.105 e Cry 2AB2 (Omoto et al. 2016; Santos-amaya et al. 2015), podendo ser esta a razão das abundâncias similares entre os genótipos. Por isso, os efeitos secundários potencialmente causados pela redução local de *S. frugiperda* não ocorreram. Ainda assim, alterações em nível de rede por efeitos indiretos são esperados, pois a variação genética da planta hospedeira pode ser crítica para a manutenção da complexidade e robustez das redes tróficas (Barbour et al. 2016; Müller et al. 2018).

Outras espécies herbívoras não alvos da toxina, como os hemípteros sugadores *Dalbulus maidis* e *Rhopalosiphum maidis*, foram as mais frequentes com alta abundância independente do tratamento (Anexos 2 e 3). De fato, essas espécies são relatadas como insetos pragas criados pela domesticação de culturas e intensificação agrícola (Bernal & Medina 2018; Gonzalez, Jaramillo & Lopes 2018; Oliveira, Lopes & Nault 2013), e juntamente, com a *S. frugiperda*, podem contribuir para a manutenção dos organismos dos níveis tróficos superiores.

Do grupo dos 13 táxons selecionados para a explicação da variância na paisagem, *D. luteipes* e *C. externa* melhor explicaram a diferenciação entre as estações. *Chrysoperla externa* esteve presente apenas na estação de inverno, pois, suas populações são beneficiadas por períodos mais secos e temperaturas mais amenas e influenciadas negativamente pela precipitação (Souza & Carvalho 2002) (Anexo 1), como observado em estudo anterior

(Frizzas, Oliveira & Omoto 2017). Além disso, durante o período de inverno as plantas passaram por estresse hídrico, mesmo com irrigação, beneficiando nutricionalmente os pulgões (Huberty & Denno 2004) (presas preferidas de *C. externa*) e, conseqüentemente, *C. externa*. *Doru luteipes* esteve presente em ambas estações. Entretanto, sua abundância foi superior na estação de verão, onde prevaleceram temperaturas mais elevadas (Pasini et al. 2010) (Anexo 1). A estação de verão foi marcada por menor riqueza de inimigos naturais generalistas, e *D. luteipes* além de forte competidor é predador intra-guilda de outros artrópodes (Paula et al. 2016). Três outras espécies, incluindo dois herbívoros e um detritívoro, também foram considerados potencialmente relevantes por explicar a diferença entre as estações. *Diabrotica speciosa* apesar de conter a maior carga canônica para separação de genótipos, a variância explicada (21%) foi apenas marginal. Eventos de milho Bt com proteção contra *D. speciosa* são recentes e nenhum caso de populações resistentes é registrado no Brasil, porém as vaquinhas podem dispersar distâncias superiores a extensão máxima do nosso campo experimental (Marquardt & Krupke 2009).

Após avaliar a composição e abundância dos táxons amostrados no milho, nossa preocupação estava nos efeitos potenciais sobre o funcionamento do ecossistema e alterações nas estruturas das comunidades de artrópodes. Nós extraímos parâmetros de 12 redes para avaliar essa alegação. Tradicionalmente, alguns descritores como riqueza de espécies, abundância de espécies e índices de diversidade tem sido usado para avaliar o impacto por ação humana sobre comunidades naturais. No entanto, estes descritores podem falhar na detecção de mudanças importante na estrutura das comunidades, interações de espécies e função do ecossistema (Tylianakis, Tschardtke & Lewis 2007). Além do mais, esses descritores são pouco informativos sobre o funcionamento de um ecossistema ou provisão de serviços essenciais.

O número de espécies que compôs cada rede divergiu somente entre as estações. A estação de inverno enfrentou condições climáticas com temperaturas amenas prolongando o ciclo e um maior número de artrópodes foram amostrados (Figuras 2 e 3; Anexo 1). Ao contrário, uma menor riqueza de espécies foi obtida na estação de verão, marcada por períodos mais quentes e com maior precipitação. Maior riqueza de espécies na estação de inverno, conseqüentemente levou a um maior número de ligações tróficas, densidade de ligações e comprimento médio da cadeia (Tabela 4; Figura 4). Interações entre espécies

sustentam muitos serviços e funções importantes para o ecossistema (Macfadyen et al. 2011) e eles são frequentemente alterados por mudanças na abundância, distribuição espacial e temporal e comportamento dos padrões de interação (Tylianakis et al. 2008). Ou seja, é prioridade conhecer quais mudanças na estrutura da rede são significativas para o funcionamento do ecossistema (Mccann 2007).

A relação entre predadores/parasitoides e presas/hospedeiros é medida numa rede trófica pelos parâmetros generalidade (isto é, o número médio de presas para espécies de inimigos naturais) e vulnerabilidade (isto é, o número médio de consumidores por presa). Valores maiores para esses descritores foram encontrados na estação de inverno, especialmente pelo maior número de predadores generalistas no quinto nível trófico (Memmott, Martinez & Cohen 2000). O aumento observado neste estudo, especialmente na vulnerabilidade, reflete mudanças no controle de cima para baixo (*top-down*) e na relevância da predação (Atlas & Palen 2014), o que resulta em grandes mudanças na biomassas registradas no estudo, refletindo potencialmente o grau de propagação de energia na cadeia alimentar (Figura 5) (Sinclair, Mduma & Brashares 2003). Uma grande contribuição na manutenção dos níveis tróficos superiores é atribuída às espécies de artrópodes detritívoros (Rossi et al. 2015) (Figuras 4 e 5).

De maneira geral, sabe-se que as proteínas Bt podem mover-se através da cadeia alimentar de artrópodes sem representar riscos para espécies não-alvo (Svobodová et al. 2017). Ao avaliarmos os efeitos indiretos, produzidos pela ingestão das toxinas, com a justaposição de espécies no agroecossistema, observamos que a perda de biodiversidade por genótipos de milho Bt não ocorre. Genótipos de milho Bt produziram redes tróficas similares à sua isolinha isenta de toxinas *cry*. Contudo, como o milho Bt não impôs redução nas populações das praga-alvos de seu uso, o impacto desta tecnologia na comunidade de artrópodes associadas ao milho foi minimizado mostrando efeito secundário ao período de cultivo. Assim, se por um lado a tecnologia Bt não mostrou impacto significativo às redes de artrópodes associados ao milho, por outro há de se questionar a efetividade desta tecnologia na supressão de populações de pragas alvo dela nas condições de cultivo de milho em região neotropical, como em nosso estudo.

AGRADECIMENTOS

Nós agradecemos a todos taxonomistas que contribuíram para a identificação dos táxons (Anexo 7). Este trabalho foi subsidiado pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG).

REFERÊNCIAS

- Alexander, S. K. Food web analysis: an ecosystem approach. *The American Biology Teacher* 1982, 44, 188–90; DOI 10.2307/4447458.
- Allan, E.; Manning, P.; Alt, F.; Binkenstein, J.; Blaser, S.; Blüthgen, N.; Böhm, S.; Grassein, F.; Hölzel, N.; Klaus, V. H.; Kleinebecker, T.; Morris, E. K.; Oelmann, Y.; Prati, D.; Renner, S. C.; Rillig, M. C.; Schaefer, M.; Schloter, M.; Schmitt, B.; Schöning, I.; Schrumpf, M.; Solly, E.; Sorkau, E.; Steckel, J.; Steffen- Dewenter, I.; Stempfhuber, B.; Tschapka, M.; Weiner, C. N.; Weisser, W. W.; Werner, M.; Westphal, C.; Wilcke, W.; Fischer, M. Land use intensification alters ecosystem multifunctionality via loss of biodiversity and changes to functional composition. *Ecology Letters* 2015, 18 (8), 834–843; DOI 10.1111/ele.12469.
- Arias-Martín, M.; García, M.; Castañera, P.; Ortego, F.; Farinós, G. P. Farm-scale evaluation of the impact of Cry1Ab Bt maize on canopy nontarget arthropods: a 3-year study. *Insect science* 2018, 25, 87–98; DOI 10.1111/1744-7917.12378.
- Atlas, W. I.; Palen, W. J. Prey vulnerability limits top-down control and alters reciprocal feedbacks in a subsidized model food web. *PLoS One* 2014, 9 (1), e85830; DOI 10.1371/journal.pone.0085830.
- Badji, A.; Guedes, R. N. C.; Silva, A. A.; Araújo, R. A. Impact of deltamethrin on arthropods in maize under conventional and no-tillage cultivation. *Crop Protection* 2004, 23, 1031–1039; DOI 10.1016/j.cropro.2004.03.003.
- Barbour, M. A.; Fortuna, M. A.; Bascompte, J.; Nicholson, J. R.; Julkunen-Tiitto, R.; Jules, E. S.; Crutsinger, G. M. Genetic specificity of a plant–insect food web: Implications for linking genetic variation to network complexity. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 2016, 113 (8), 2128–2133. DOI 10.1073/pnas.1513633113.
- Bellard, C.; Cassey, P.; Blackburn, T. M. Alien species as a driver of recent extinctions. *Biology Letters* 2016, 12 (2), 1–4; DOI 10.1098/rsbl.2015.0623.
- Bernal, J. S.; Medina, R. F. Agriculture sows pests : how crop domestication, host shifts, and agricultural intensification can create insect pests from herbivores. *Current Opinion in Insect Science* 2018, 26, 76–81; DOI 10.1016/j.cois.2018.01.008.
- Bohan, D. A.; Raybould, A.; Mulder, C.; Woodward, G.; Tamaddoni-Nezhad, A.; Blüthgen, N.; Pocock, M. J. O.; Muggleton, S.; Evans, D. M.; Astegiano, J.; Massol, F.; Loeuille, N.; Petit, S.; Macfadyen, S. Networking agroecology : integrating the diversity of agroecosystem interactions. *Advances in Ecological Research* 2013, 49, 1–67; DOI 10.1016/B978-0-12-420002-9.00001-9.
- Bolchoun, L.; Drossel, B.; Allhoff, K. T. Spatial topologies affect local food web structure

- and diversity in evolutionary metacommunities. *Scientific Reports* 2017, 7 (1), 1–11; DOI 10.1038/s41598-017-01921-y.
- Burtet, L. M.; Bernardi, O.; Melo, A. A.; Pes, M. P.; Strahl, T. T.; Guedes, J. V. Managing fall armyworm , *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), with Bt maize and insecticides in southern Brazil. *Pest Management Science* 2017, 73 (12), 2569–2577; DOI 10.1002/ps.4660.
- Campbell, L. A.; Prasifka, P. L.; Storer, N. P.; Rule, D. M.; Hendrix, W. H. Insecticide resistance and resistance management effects of Bt corn and egg density on western corn rootworm (Coleoptera: Chrysomelidae) adult emergence and estimation of effective Bt dose. *Journal of Economic Entomology* 2017, 110, 607–614; DOI 10.1093/jee/tow286.
- Ceballos, G.; Ehrlich, P. R.; Barnosky, A. D.; García, A.; Pringle, R. M.; Palmer, T. M. Accelerated modern human – induced species losses : entering the sixth mass extinction. *Science Advances* 2015, 1(5), 9–13; DOI 10.1126/sciadv.1400253.
- Chang, X.; Lu, Z.; Shen, Z.; Peng, Y.; Ye, G. Transgenic plants and insects bitrophic and tritrophic effects of transgenic cry1Ab/cry2Aj maize on the beneficial , nontarget *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae). *Environmental Entomology* 2017, 46 (5), 1171-1176; DOI 10.1093/ee/nvx113.
- Cohen, J. E.; Jonsson, T.; Carpenter, S. R. Ecological community description using the food web, species abundance, and body size. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 2003, 100 (4), 1781–1786, DOI 10.1073/pnas.232715699.
- Dirzo, R.; Young, H. S.; Galetti, M.; Ceballos, G.; Isaac, N. J.; Collen, B. Defaunation in the Anthropocene. *Science* 2014, 345 (6195), 401-406; DOI 10.1126/science.1251817.
- Dunne, J. A.; Williams, R. J.; Martinez, N. D. Food-web structure and network theory: The role of connectance and size. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 2002b, 99 (20), 12917–12922; DOI 10.1073/pnas.192407699.
- Dunne, J. A.; Williams, R. J.; Martinez, N. D. Network structure and biodiversity loss in food webs: robustness increases with connectance. *Ecology Letters* 2002a, 5, 558–567, DOI 10.1046/j.1461-0248.2002.00354.x.
- Frizzas, M. R.; Oliveira, C. M. de; Omoto, C. Diversity of insects under the effect of Bt maize and insecticides. *Arquivos do Instituto Biológico* 2017, 84, 1–8; DOI 10.1590/1808-1657000062015.
- Gardner, T. A.; Barlow, J.; Araujo, I. S.; Ávila- Pires, T. C.; Bonaldo, A. B.; Costa, J. E.; Esposito, M. C.; Ferreira, L. V.; Hawes, J.; Hernandez, M. I. M.; Hoogmoed, M. S.; Leite, R. N.; Lo- Man- Hung, N. F.; Malcolm, J. R.; Martins, M. B.; Mestre, L. A. M.; Miranda- Santos, R.; Overal, W. L.; Parry, L.; Peters, S. L.; Ribeiro- Junior, M. A.; Silva, M. N. F. da; Motta, C. da S.; Peres, C. A. The cost-effectiveness of biodiversity surveys in tropical forests. *Ecology Letters* 2008, 11 (2), 139–150; DOI 10.1111/j.1461-0248.2007.01133.x.
- Giam, X. Global biodiversity loss from tropical deforestation. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 2017, 114 (23), 5775–5777; DOI 10.1073/pnas.1706264114.
- Gonzalez, J. G.; Jaramillo, M. G.; Lopes J. R. S. Undetected infection by maize bushy stunt phytoplasma enhances host-plant preference to *Dalbulus maidis* (Hemiptera: Cicadellidae). *Environmental Entomology* 2018, 47, 396–402; DOI 10.1093/ee/nvy001.
- Guedes, R. N. C.; Smagghe, G.; Stark, J. D.; Desneux, N. Pesticide-induced stress in arthropod pests for optimized integrated pest management programs. *Annual Review Entomology* 2016, 61, 43-62; DOI 10.1146/annurev-ento-010715-023646.

- Guedes, R. N. C.; Walse, S. S.; Throne, J. E. Science Direct Sublethal exposure, insecticide resistance, and community stress. *Current Opinion in Insect Science* 2017, 21, 47–53; DOI 10.1016/j.cois.2017.04.010.
- Guo, J.; He, K.; Hellmich, R. L.; Bai, S.; Zhang, T.; Liu, Y.; Ahmed, T.; Wang, Z. Field trials to evaluate the effects of transgenic cryIIe maize on the community characteristics of arthropod natural enemies. *Scientific Reports* 2016, 6, 1–12; DOI 10.1038/srep22102.
- Guo, Y.; Feng, Y.; Ge, Y.; Tetreau, G.; Chen, X.; Dong, X.; Shi, W. The cultivation of Bt corn producing Cry1Ac toxins does not adversely affect non-target arthropods. *PLoS One* 2014, 9 (12), 1–17; DOI 10.1371/journal.pone.0114228.
- Haddad, N. M.; Brudvig, L. A.; Clobert, J.; Davies, K. F.; Gonzalez, A.; Holt, R. D.; Lovejoy, T. E.; Sexton, J. O.; Austin, M. P.; Collins, C. D.; Cook, W. M.; Damschen, E. I.; Ewers, R. M.; Foster, B. L.; Jenkins, C. N.; King, A. J.; Laurance, W.F.; Levey, D. J.; Margules, C. R.; Melbourne, B. A.; Nicholls, A. O.; Orrock, J. L.; Song, D.; Townshend, J. R. Habitat fragmentation and its lasting impact on Earth's ecosystems. *Science Advances* 2015, 1 (2), 1–10; DOI 10.1126/sciadv.1500052.
- Haro, M. M.; Silveira, L. C. P.; Wilby, A. Stability lies in flowers: Plant diversification mediating shifts in arthropod food webs. *PloS One* 2018, 13, 1–18; DOI 10.1371/journal.pone.0193045.
- Harper-Smith, S.; Berlow, E. L.; Knapp, R. A.; Williams, R. J.; Martinez, N. D. Communicating ecology through food webs: Visualizing and quantifying the effects of stocking alpine lakes with trout. In: *Dynamic Food Webs* (pp. 407-423). Elsevier Inc. 2006; DOI 10.1016/B978-012088458-2/50038-2.
- Hooper, D. U.; Adair, E. C.; Cardinale, B. J.; Byrnes, J. E.; Hungate, B. A.; Matulich, K. L.; Gonzalez, A.; Duffy, J. E.; Gamfeldt, L.; O'Connor, M. I. Aglobal synthesis reveals biodiversity loss as a major driver of ecosystem change. *Nature* 2012, 486 (7401), 105–108; DOI 10.1038/nature11118.
- Hooper, D. U.; Chapin, F. S.; Ewel, J. J.; Hector, A.; Inchausti, P.; Lavorel, S.; Lawton, J. H.; Lodge, D. M.; Loreau, M.; Naeem, S.; Schmid, B.; Setälä, H.; Symstad, A. J.; Vandermeer, J.; Wardle, D. A. Effects of biodiversity on ecosystem functioning: A consensus of current knowledge. *Ecological Monographs* 2005, 75 (1), 3–35; DOI 10.1890/04-0922.
- Huberty, A. F.; Denno, R. F. Plant water stress and its consequences for herbivorous insects: a new synthesis. *Ecology* 2004, 85 (5), 1383–1398; DOI 10.1890/03-0352.
- Hudson, L. N.; Emerson, R.; Jenkins, G. B.; Layer, K.; Ledger, M. E.; Pichler, D. E.; Thompson, M. S. A.; O'Gorman, E. J.; Woodward, G.; Reuman, D. C.. Cheddar: analysis and visualisation of ecological communities in R. *Methods in Ecology and Evolution* 2013, 4 (1), 99–104; DOI 10.1111/2041-210X.12005.
- ISAAA. Global status of commercialized biotech/GM crops in 2017: biotech crop adoption surges as economic benefits accumulate in 22 years. ISAAA Brief No. 53. ISAAA: Ithaca, N.Y., 2017.
- Jordan, F. Keystone species and food webs. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences* 2009, 364 (1524), 1733–1741; DOI 10.1098/rstb.2008.0335.
- Klümper, W.; Qaim, M. A meta-analysis of the impacts of genetically modified crops. *PLoS One* 2014, 9 (11), 1–7; DOI 10.1371/journal.pone.0111629.
- Koerner, S. E.; Poulsen, J. R.; Blanchard, E. J.; Okouyi, J.; Clark, C. J. Vertebrate community composition and diversity declines along a defaunation gradient radiating from rural villages in Gabon. *Journal of Applied Ecology* 2017, 54 (3), 805–814; DOI

10.1111/1365-2664.12798.

- Kremen, C.; Williams, N. M.; Aizen, M. A.; Gemmill-Herren, B.; LeBuhn, G.; Minckley, R.; Packer, L.; Potts, S. G.; Roulston, T.; Steffan-Dewenter, I.; Vázquez, D. P.; Winfree, R.; Adams, L.; Crone, E. E.; Greenleaf, S. S.; Keitt, T. H.; Klein, A. M.; Regetz, J.; Ricketts, T. H. Pollination and other ecosystem services produced by mobile organisms : a conceptual framework for the effects of land-use change. *Ecology Letters* 2007, 10 (4), 299–314; DOI 10.1111/j.1461-0248.2007.01018.x.
- Lefcheck, J. S.; Byrnes, J. E.; Isbell, F.; Gamfeldt, L.; Griffin, J. N.; Eisenhauer, N.; Hensel, M. J. S.; Hector, A.; Cardinale, B. J.; Duffy, J. E. Biodiversity enhances ecosystem multifunctionality across trophic levels and habitats. *Nature Communications* 2015, 6, 1–7; DOI 10.1038/ncomms7936.
- Liu, Y.; Liu, Q.; Wang, Y.; Chen, X.; Song, X.; Romeis, J.; Li, Y.; Peng, Y. Ingestion of Bt corn pollen containing Cry1Ab/2Aj or Cry1Ac does not harm *Propyrea japonica* larvae. *Scientific Reports* 2016, 6, 1–7; DOI 10.1038/srep23507.
- Lövei, G. L.; Andow, D. A.; Arpaia, S. Transgenic insecticidal crops and natural enemies: a detailed review of laboratory studies. *Environmental Entomology* 2009, 38 (2), 293–306; DOI 10.1603/022.038.0201.
- Macfadyen, S.; Craze, P. G.; Polaszek, A.; Van Achterberg, K.; Memmott, J. Parasitoid diversity reduces the variability in pest control services across time on farms. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 2011, 278, 3387–3394; DOI 10.1098/rspb.2010.2673.
- MacFadyen, S.; Gibson, R.; Polaszek, A.; Morris, R. J.; Craze, P. G.; Planqué, R.; Symondson, W. O. C.; Memmott, J. Do differences in food web structure between organic and conventional farms affect the ecosystem service of pest control? *Ecology Letters* 2009, 12 (3), 229–238; DOI 10.1111/j.1461-0248.2008.01279.x.
- Marquardt, P. T.; Krupke, C. H. Dispersal and mating behavior of *Diabrotica virgifera virgifera* (Coleoptera: Chrysomelidae) in Bt cornfields. *Environmental Entomology* 2009, 38 (1), 176–182; DOI 10.1603/022.038.0122.
- Marques, L. H.; Santos, A. C.; Castro, B. A.; Storer, N. P.; Babcock, J. M.; Lepping, M. D.; As, V.; Moscardini, V. F.; Rule, D. M.; Fernandes, O. A. Impact of transgenic soybean expressing Cry1Ac and Cry1F proteins on the non-target arthropod community associated with soybean in Brazil. *PLoS One* 2018, 13 (2), 1–23; DOI 10.1371/journal.pone.0191567.
- May, R. M. When will a large complex system be stable? *Nature* 1972, 238 (1), 413–14; DOI 10.1016/S0022-5193(85)80081-3.
- McCann, K. Protecting biostructure. *Nature* 2007, 446 (7131), 29.
- Meagher, R. L.; Nuessly, G. S.; Nagoshi, R. N.; Hay-roe, M. M. Parasitoids attacking fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) in sweet corn habitats. *Biological Control* 2016, 95, 66–72; DOI 10.1016/j.biocontrol.2016.01.006.
- Meissle, M.; Mouron, P.; Musa, T.; Bigler, F.; Pons, X.; Vasileiadis, V. P.; Otto, S.; Antichi, D.; Kiss, J.; Pálincás, Z.; Dorner, Z.; Van Der Weide, R.; Groten, J.; Czembor, E.; Adamczyk, J.; Thibord, J.-B.; Melander, B.; Nielsen, G. C.; Poulsen, R. T.; Zimmermann, O.; Verschwele, A.; Oldenburg, E. Pests, pesticide use and alternative options in European maize production: current status and future prospects. *Journal of Animal Ecology* 2010, 79 (5), 357–375; DOI 10.1111/j.1439-0418.2009.01491.x.
- Meissle, M.; Zünd, J.; Waldburger, M.; Romeis, J. Development of *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae) on pollen from Bt-transgenic and conventional

- maize. *Scientific Reports* 2014, 4, 1–9; DOI 10.1038/srep05900.
- Memmott, J.; Martinez, N. D.; Cohen, J. E. Predators, parasitoids and pathogens: Species richness, trophic generality and body sizes in a natural food web. *Journal of Animal Ecology* 2000, 69 (1), 1–15; DOI 10.1046/j.1365-2656.2000.00367.x.
- Mori, A. S.; Isbell, F.; Seidl, R. β -diversity, community assembly, and ecosystem functioning. *Trends in Ecology & Evolution* 2018, 33 (7), 549–564; DOI 10.1016/j.tree.2018.04.012.
- Müller, M.; Klein, A.; Scherer-Lorenzen, M.; Nock, C. A.; Staab, M. Biomass and bioenergy tree genetic diversity increases arthropod diversity in willow short rotation coppice. *Biomass and Bioenergy* 2018, 108, 338–344; DOI 10.1016/j.biombioe.2017.12.001.
- O’Callaghan, M.; Glare, T. R.; Burgess, E. P. J.; Malone, L. A. Effects of plants genetically modified for insect resistance on nontarget organisms. *Annual review Entomology* 2005, 50, 271–292; DOI 10.1146/annurev.ento.50.071803.130352.
- Oliveira, C. M.; Lopes, R. S.; Nault, L. R. Survival strategies of *Dalbulus maidis* during maize off-season in Brazil. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 2013, 147 (2), 141–153; DOI 10.1111/eea.12059.
- Omoto, C.; Bernardi, O.; Salmeron, E.; Sorgatto, R. J.; Dourado, P. M.; Crivellari, A.; Carvalho, R. A.; Willse, A.; Martinelli, S.; Head, G. P. Field-evolved resistance to Cry1Ab maize by *Spodoptera frugiperda* in Brazil. *Pest Management Science* 2016, 72, 1727–1736; DOI 10.1002/ps.4201.
- Pálinkás, Z.; Kiss, J.; Zalai, M.; Szénási, Á.; Dorner, Z.; North, S.; Woodward, G.; Balog, A. et al. Effects of genetically modified maize events expressing Cry34Ab1, Cry35Ab1, Cry1F, and CP4 EPSPS proteins on arthropod complex food webs. *Ecology and Evolution* 2017, 7 (7), 2286–2293; DOI 10.1002/ece3.2848.
- Pasini, A.; Parra, J. R. P.; Nava, D. E.; Butnariu, A. R. Exigências térmicas de *Doru lineare* Eschs. e *Doru luteipes* Scudder em laboratório. *Ciência Rural* 2010, 40 (7), 1562–1568.
- Paula, D. P.; Linard, B.; Crampton-Platt, A.; Srivathsan, A.; Timmermans, M. J.; Sujii, E. R.; Pires, C. S. S.; Souza, L. M.; Andow, D. A.; Vogler, A. P. Uncovering trophic interactions in arthropod predators through DNA shotgun-sequencing of gut contents. *PLoS One* 2016, 11 (9), 1–14; DOI 10.1371/journal.pone.0161841.
- Pellegrino, E.; Bedini, S.; Nuti, M.; Ercoli, L. Impact of genetically engineered maize on agronomic, environmental and toxicological traits: a meta-analysis of 21 years of field data. *Scientific Reports* 2018, 8 (1), 1–12; DOI 10.1038/s41598-018-21284-2.
- Peralta, G.; Frost, C. M.; Rand, T. A.; Didham, R. K.; Tylianakis, J. M. Complementarity and redundancy of interactions enhance attack rates and spatial stability in host-parasitoid food webs. *Ecology* 2014, 95 (7), 1888–1896; DOI 10.1890/13-1569.1.
- Pérez-Fuertes, O.; García-Tejero, S.; Hidalgo, N. P.; Mateo-Tomás, P.; Cuesta-Segura, A. D.; Olea, P. P. Testing the effectiveness of surrogates for assessing biological diversity of arthropods in cereal agricultural landscapes. *Ecological Indicators* 2016, 67, 297–305; DOI 10.1016/j.ecolind.2016.02.041.
- Pimm, S. L.; Lawton, J. H.; Cohen, J. E. Food web patterns and their consequences. *Nature* 1991, 350 (6320), 669; DOI 10.1038_350669a0.
- Qi, A.; Perry, J. N.; Pidgeon, J. D.; Haylock, L. A.; Brooks, D. R. Cost-efficacy in measuring farmland biodiversity - Lessons from the Farm Scale Evaluations of genetically modified herbicide-tolerant crops. *Annals of Applied Biology* 2008, 152 (1), 93–101; DOI 10.1111/j.1744-7348.2007.00193.x.
- R Development Core Team. R: A language and environment for statistical computing. R

- Foundation for Statistical Computing: Vienna, Austria, 2013.
- Romeis, J.; Meissle, M.; Bigler, F. Transgenic crops expressing *Bacillus thuringiensis* toxins and biological control. *Nature Biotechnology* 2006, 24, 63–71; DOI 10.1038/nbt1180.
- Romeis, J.; Naranjo, S. E.; Meissle, M.; Shelton, A. M. Genetically engineered crops help support conservation biological control. *Biological Control* 2019, 130, 136–154; DOI 10.1016/j.biocontrol.2018.10.001.
- Rossi, L.; Lascio, A.; Carlino, P.; Calizza, E.; Costantini, M. L. Predator and Detritivore niche width helps to explain biocomplexity of experimental detritus-based food webs in four aquatic and terrestrial ecosystems. *Ecological Complexity* 2015, 23, 14–24; DOI 10.1016/j.ecocom.2015.04.005.
- Sanahuja, G.; Banakar, R.; Twyman, R. M.; Capell, T.; Christou, P. *Bacillus thuringiensis*: a century of research, development and commercial applications. *Plant Biotechnology Journal* 2011, 9 (3), 283–300; DOI 10.1111/j.1467-7652.2011.00595.x.
- Santos-Amaya, O. F.; Rodrigues, J. V.; Souza, T. C.; Tavares, C. S.; Campos, S. O.; Guedes, R. N.; Pereira, E. J. Resistance to dual-gene Bt maize in *Spodoptera frugiperda*: selection, inheritance, and cross-resistance to other transgenic events. *Scientific Reports* 2015, 5, 1–10; DOI 10.1038/srep18243.
- SAS Institute. SAS User's Guide: Statistics, version 8.2, 6th ed. SAS Institute: Cary, N.C., 2001.
- Schriever, T. A. Food webs in relation to variation in the environment and species assemblage: a multivariate approach. *PLoS One* 2015, 10 (4), 1–17; DOI 10.1371/journal.pone.0122719.
- Siebert, M. W.; Nolting, S. P.; Hendrix, W.; Dhavala, S.; Craig, C.; Leonard, B. R.; Stewart, S. D.; All, J.; Musser, F. R.; Buntin, G. D.; Samuel, L. Evaluation of corn hybrids expressing Cry1F, Cry1A105, United States insect pests Cry34Ab1/ Cry35Ab1, and Cry3Bb1 against southern United States. *Journal of Economic Entomology* 2012, 105 (5), 1825–1834; DOI 10.1603/EC12155.
- Sinclair, A. R. E.; Mduma, S.; Brashares, J. S. Patterns of predation in a diverse predator – prey system. *Nature* 2003, 425 (6955), 288–290; DOI 10.1038/nature01977.
- Souza, B.; Carvalho, C. F. Population dynamics and seasonal occurrence of adults of *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) in a citrus orchard in Southern Brazil. *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae* 2002, 48 (2), 301–310.
- Stouffer, D. B.; Bascompte, J. Understanding food-web persistence from local to global scales. *Ecology Letters* 2010, 13, 154–161; DOI 10.1111/j.1461-0248.2009.01407.x.
- Svobodová, Z.; Shu, Y.; Habustová, O. S.; Romeis, J.; Meissle, M. Stacked Bt maize and arthropod predators: exposure to insecticidal Cry proteins and potential hazards. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 2017, 284 (1859), 1–9; DOI 10.1098/rspb.2017.0440.
- Szénási, Á.; Pálkás, Z.; Zalai, M.; Schmitz, O. J.; Balog, A. Short-term effects of different genetically modified maize varieties on arthropod food web properties: an experimental field assessment. *Scientific Reports* 2014, 4, 1–7; DOI 10.1038/srep05315.
- Thebault, E.; Fontaine, C. Stability of ecological communities and the architecture of mutualistic and trophic networks. *Science* 2010, 329 (5993), 853–856; DOI 10.1126/science.1188321.
- Torres, J. B.; Ruberson, J.R. Canopy- and ground-dwelling predatory arthropods in commercial Bt and non-Bt cotton fields: patterns and mechanisms. *Environmental*

- Entomology 2005, 34 (5), 1242–1256; DOI 10.1093/ee/34.5.1242.
- Tylianakis, J. M.; Binzer, A. Effects of global environmental changes on parasitoid-host food webs and biological control. *Biological Control* 2014, 75, 77–86; DOI 10.1016/j.biocontrol.2013.10.003.
- Tylianakis, J. M.; Didham, R. K.; Bascompte, J.; Wardle, D. A. Global change and species interactions in terrestrial ecosystems. *Ecology Letters* 2008, 11 (12), 1351–1363; DOI 10.1111/j.1461-0248.2008.01250.x.
- Tylianakis, J. M.; Tscharntke, T.; Lewis, O. T. Habitat modification alters the structure of tropical host–parasitoid food webs. *Nature* 2007, 445 (7124), 202–205; DOI 10.1038/nature05429.
- Warren, R.; Price, J.; Forstenhaeusler, N.; VanDerWal J. The projected effect on insects, vertebrates, and plants of limiting global warming to 1.5° C rather than 2° C. *Science* 2018, 360 (6390), 791–795; DOI 10.1126/science.aar3646.
- Yang, Y.; Chen, X.; Cheng, L.; Cao, F.; Romeis, J.; Li, Y.; Peng, Y. Toxicological and biochemical analyses demonstrate no toxic effect of Cry1C and Cry2A to *Folsomia candida*. *Scientific Reports* 2015, 5, 1–10; DOI 10.1038/srep15619.
- Young, H. S.; Mccauley, D. J.; Galetti, M.; Dirzo, R. Patterns, causes, and consequences of anthropocene defaunation. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 2016, 47, 333–358; DOI 10.1146/annurev-ecolsys-112414-054142.
- Zhao, L.; Zhang, H.; O'Gorman, E. J.; Tian, W.; Ma, A.; Moore, J. C.; Borrett, S. R.; Woodward, G. Weighting and indirect effects identify keystone species in food webs. *Ecology Letters* 2016, 19 (9), 1032–1040; DOI 10.1111/ele.12638.

CAPÍTULO 2

Efeito de borda de refúgio em redes tróficas de artrópodes em cultivos de milho Bt

RESUMO: A estratégia de alta dose/refúgio tem sido a principal abordagem para o manejo da resistência em culturas transgênicas expressando toxinas de *Bacillus thuringiensis*. No entanto, há pressões contínuas dos produtores para reduzir o tamanho dos cultivos livres de toxinas Bt (refúgio), que normalmente sofrem maiores danos causados por pragas. Aqui nós analisamos a eventual contribuição do refúgio como provedor de insetos para áreas subjacentes de cultivo Bt e sua ligação à composição e complexidade da comunidade de artrópodes associada a este cultivo. Análises de redes tróficas foram utilizadas para avaliar efeito de borda de refúgio na comunidade de artrópodes associada a cultivos de milho Bt. Os artrópodes foram amostrados, quantificados e identificados preferencialmente a nível de espécies em três áreas e em duas estações de cultivo. Um total de 85 espécies de artrópodes foram amostradas, sendo riqueza e abundância das espécies constantes entre as distâncias do refúgio avaliadas. Entretanto, divergências significativas foram observadas entre estações. As métricas das 36 redes tróficas (2 estações x 3 áreas x 6 distâncias) não foram influenciadas por distâncias ou estações, exceto quanto ao número de nós que integraram cada rede. Uma maior riqueza de espécies (nós) foi observada na estação de inverno. Quando analisamos valores combinados de abundância numérica e de biomassa das espécies de cada nível trófico, foi reforçado efeito exclusivo da estação de cultivo. Nossos dados de curto prazo para duas estações de milho indicaram que não existe efeito significativo de bordadura na comunidade de artrópodes associada a cultivos de milho Bt.

PALAVRAS-CHAVE: Efeito de bordadura; impacto ambiental; conexões tróficas; biodiversidade.

Edge effect of refuge in food webs of arthropods in Bt maize fields

ABSTRACT: The high dose/shelter strategy has been the main approach for resistance management in transgenic cultures expressing *Bacillus thuringiensis* toxins. However, there are ongoing pressures from producers to reduce the size of Bt toxin-free shelters, which typically suffer greater damage from pests. Here we analyze the possible contribution of the refuge as an insect provider to underlying areas of Bt cultivation and its connection to the stability and function of the arthropod community associated with this crop. Analyzes of trophic nets were used to evaluate the border effect of refuge in the arthropod community associated with Bt corn crops. Arthropods were sampled, quantified and identified preferentially at the species level in three areas and at two growing seasons. A total of 85 species of arthropods were sampled, being richness and abundance of the species constant between the distances of the refuge evaluated. However, significant divergences were observed between seasons. The metrics of the 36 trophic networks (2 stations x 3 areas x 6 distances) were not influenced by distances or stations, except for the number of nodes that integrated each web. A greater species richness (nodes) was observed in the winter season. When we analyzed combined values of numerical abundance and biomass of the species at each trophic level, the exclusive effect of the growing season was reinforced. Our short-term data for two maize stations indicated that there is no significant border effect in the arthropod community associated with Bt corn crops.

KEYWORDS: Border effect; environmental impact; trophic connections; biodiversity.

INTRODUÇÃO

Plantas geneticamente modificadas expressando proteínas inseticidas de *Bacillus thuringiensis* (Bt) tornaram-se uma importante ferramenta para controlar insetos-praga nas paisagens agrícolas (Carrière, Crowder & Tabashnik 2010; Meissle, Romeis & Bigler 2011; Romeis et al. 2019; Sanahuja et al. 2011). Seus benefícios incluem o aumento de produção, efetivo manejo de organismos alvos e redução do uso de inseticidas convencionais levando

à uma redução dos riscos para organismos não-alvo, como inimigos naturais e seres humanos (Klümper & Qaim 2014; Lu et al. 2012; Marvier et al. 2007). Entretanto, a grande pressão de seleção exercida pela expressão contínua de proteínas Bt pelas plantas ameaça a eficácia deste cultivo possibilitando a seleção de pragas resistentes (Omoto et al. 2016; Santos-Amaya et al. 2015; Tabashnik, Brévault & Carrière 2013).

A principal estratégia para retardar a rápida evolução da resistência de insetos-praga a culturas Bt é a adoção de tática de alta dose/refúgio, sendo esta a recomendação que prevalece em diferentes países, com chancela das indústrias e governos envolvidos (Gryspeirt & Grégoire 2012). Plantas expressando alta dose devem diminuir a herdabilidade da resistência, por consequência sua dominância. Em contrapartida, o refúgio, com plantas hospedeiras que não produzem toxinas Bt, é responsável por ‘diluir’ os alelos de resistência por promover a migração e o acasalamento de insetos suscetíveis provenientes do refúgio com os resistentes, eventualmente emergidos do cultivo Bt (Bates et al. 2005; Gould 1998; Huang, Andow & Buschman 2011; Wan et al. 2017).

Áreas de refúgio “estruturado” em blocos ou faixas e áreas de refúgio “não estruturado” ou “natural”, excluindo casos de refúgio no saco (Li, Gao & Wu 2017), devem ocupar uma proporção mínima de 5 a 20% da área cultivada, recomendação para eventos registrados no Brasil, mantendo uma distância máxima de 800 m das sementes transgênicas. Estes dois habitats, isto é, cultivos Bt e refúgio, proporcionam ambientes favoráveis a diferentes guildas de insetos (Bianchi, Booij & Tschardtke 2006; Hagenbucher et al. 2013). O refúgio está mais próximo das paisagens naturais quando comparados com o cultivo Bt, por isso, sua contribuição pode ir além de fornecer populações de insetos alvo suscetíveis. Não eliminar certas espécies de pragas, especialmente as lagartas alvo das toxinas Bt, aumenta a capacidade de suporte deste ambiente para sustentar o desenvolvimento de artrópodes de níveis tróficos superiores (Bianchi, Booij & Tschardtke 2006; Landis, Wratten & Gurr 2000; Liu et al. 2014; Rios-Velasco et al. 2011). Tais insetos (isto é, predadores e parasitoides) podem migrar para as áreas de cultivo Bt adjacentes, sendo importantes para prevenção de surtos de pragas ao exercer serviços ecológicos, incluindo controle biológico, criando assim um efeito de borda.

Efeito de borda é a terminologia usada para mudanças na abundância de espécies e estrutura da comunidade entre dois tipos distintos de habitat ou vegetação (Ewers & Didham

2006; Rand, Tylianakis & Tscharntke 2006). As bordas também podem alterar interações entre espécies (Fagan, Cantrell & Cosner 1999), a estrutura trófica das comunidades (Laurance et al. 2002) e o movimento de indivíduos nas paisagens (González et al. 2016). Diversos estudos de biologia da conservação têm investigado o decaimento de serviços ecológicos e biodiversidade de uma borda para o centro do campo cultivado adjacente (Albrecht et al. 2007; Blitzer et al. 2012; Boetzi et al. 2018; Schneider et al. 2016; Tylianakis, Tscharntke & Lewis 2007); alguns destes estudos usam redes tróficas para avaliar esse gradiente da abundância e composição da comunidade (Albrecht et al. 2007; Tylianakis, Tscharntke & Lewis 2007).

Redes tróficas são construídas por meio das interações alimentares entre as espécies (May 1972). Análises com redes tróficas consistem em uma poderosa ferramenta para revelar componentes funcionais da biodiversidade (Dunne, Williams & Martinez 2002). À medida que a diversidade e a abundância de espécies diminuem, o que é esperado com maiores distâncias entre as plantas Bt e o refúgio, a complexidade das interações bióticas também diminuirá e deixará os sistemas mais propensos à extinção de importantes elementos-chave (Ives & Cardinale 2004; Melián & Bascompte 2002). Isto pode implicar em um decréscimo de diferentes níveis funcionais do ecossistema (Bolchoun, Drossel & Allhoff 2017; Hooper et al. 2005).

Reduções no número de inimigos naturais com o aumento da distância para o refúgio podem também ter implicações para o manejo de pragas não alvo da cultura Bt. Nós focamos no padrão ou mudanças na diversidade e abundância dos artrópodes dentro do cultivo Bt em relação à distância do refúgio (borda). Nós hipotetizamos que próximo à linha de refúgio as redes tróficas seriam mais complexas por contar com uma maior quantidade de artrópodes provenientes das plantas sem toxinas Bt, e que uma maior distância da linha de refúgio produziria redes tróficas de menor complexidade, evidenciando assim o efeito de borda.

MATERIAL E MÉTODOS

Sistema de estudo

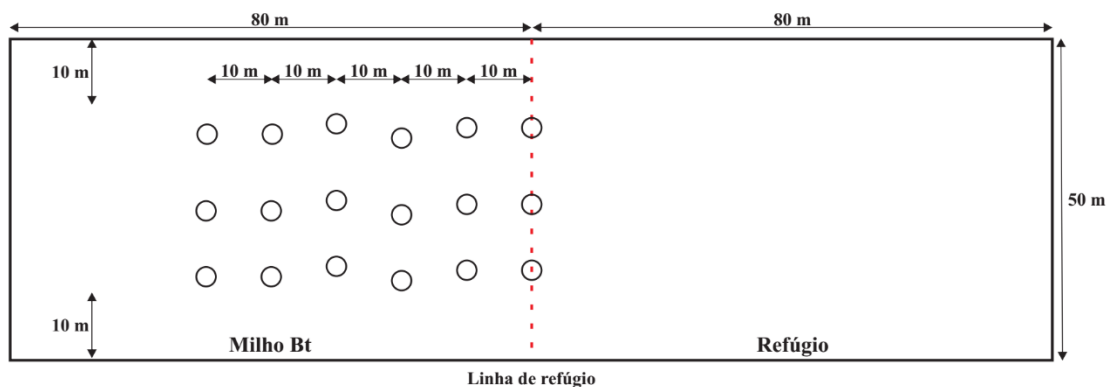
O estudo foi conduzido na estação experimental da Universidade Federal de Viçosa – Campus Florestal (Florestal, Minas Gerais, Brasil; 19° 52' 34,62" S, 44° 25' 9,19" W), entre

fevereiro de 2016 e março de 2017, período em que duas estações de milho foram cultivadas. Em cada estação, três áreas medindo 0,8 ha (50 m de largura e 160 m de comprimento) foram demarcadas. Cada área foi cultivada com sementes de milho genótipo Agroceres® (*Zea mays* L.) portador de tecnologia Bt YieldGard VT PRO 3™ (piramidado produzindo Cry 1A.105, Cry2AB2 e Cry3Bb1, e, tolerância ao herbicida glifosato – daqui em diante referido como “milho Bt”) e genótipo isogênico convencional Roundup Ready®2 (portando apenas tolerância a glifosato – daqui em diante referido como “refúgio”), adotando um sistema com 50% de cada genótipo.

O plantio foi realizado com espaçamento de 90 cm entre linhas e seis sementes por metro linear, com densidade populacional de cerca de 66.668 plantas por hectare e conduzido com as seguintes práticas: fertilização de plantio (350-400 kg. ha⁻¹, Heringer 8% N, 28% P₂O₅, 16% K₂O), controle de plantas espontâneas 20 dias após plantio (3 L glifosato. ha⁻¹ em 200 L de calda), fertilização de cobertura 30 dias após plantio (300 kg. ha⁻¹, Heringer 20% N, 0% P₂O₅, 20% K₂O) e irrigação foi realizada quando necessário (Anexo 1), principalmente na safra de inverno, até o estágio de enchimento de grãos. Não houve aplicação de inseticidas. A colheita ocorreu quando os grãos apresentaram umidade próxima a 20% (186 e 163 dias após o plantio, para estação de inverno e verão, respectivamente).

Amostragem de artrópodes

Os artrópodes foram amostrados com rede de varredura e remoção/vistoria total de plantas removidas do campo e levadas ao laboratório. As amostragens foram estabelecidas temporalmente e espacialmente. Durante a estação de inverno, seis coletas foram realizadas (32, 50, 71, 90, 119 e 166 dias após o plantio (DAP)), e durante a estação de verão, cinco coletas foram realizadas (34, 76, 91, 116 e 141 DAP). A partir de transectos estendendo-se paralelamente na área de cultivo com milho Bt, fizemos coletas espaçadas nas seguintes distâncias da borda do refúgio: 0, 10, 20, 30, 40 e 50 m, conforme esquema 1.



Esquema 1. Design do campo experimental representando os pontos de coleta.

Em cada distância (0, 10, 20, 30, 40 e 50 m) e área, três plantas inteiras foram cobertas por um saco de lixo azul (100 L) e removidas do campo e três amostras com rede de varredura (as varreduras eram direcionadas ao terço superior da planta e cada varredura cobria cinco plantas) foram realizadas. Foi tomado cuidado para não tocar na planta antes da coleta para evitar a fuga de artrópodes com maior mobilidade. Os artrópodes coletados na rede de varredura foram acondicionados em recipientes plásticos (um recipiente para cada amostra) e levados ao laboratório. As plantas removidas foram transportadas ao laboratório, congeladas e inspecionadas quanto a presença de artrópodes. Todos os artrópodes foram quantificados, preservados em álcool e, posteriormente, identificados pelo menos ao nível de gênero, preferencialmente a nível de espécie, por taxonomistas especializados (Anexo 7).

Baseado na quantificação e identificação de artrópodes, riqueza de espécies (S) e abundância numérica (N ; indivíduos. m^{-2}) foram obtidas. Além disso, foi obtida a massa fresca média de plantas de milho ($5 \text{ plantas} \cdot \text{amostragem}^{-1} \cdot \text{distância}^{-1}$) com balança analítica (Shimadzu AUW220D, Kyoto, Japan) e o peso médio de dez artrópodes de cada espécie foram determinados em balança eletrônica (modelo XS3DU, Mettler Toledo, Columbus, OH, EUA). Finalmente, a abundância de biomassa para cada espécie foi calculada ao multiplicar a abundância numérica pela massa corporal específica ($B = N \times M$) permitindo avaliar os padrões de fluxo de energia entre os níveis tróficos (Cohen, Jonsson & Carpenter 2003).

Conexões da rede trófica

As conexões tróficas entre as espécies foram inicialmente estabelecidas pelo conhecimento prévio das relações entre elas e por observações dessas relações no campo sendo em seguida confirmadas em literatura publicada (Harper-Smith et al. 2006; Haro, Silveira & Wilby 2018). Com as conexões tróficas estabelecidas (Anexo 4), matrizes dicotômicas com as interações consumidor-presa foram preparadas para cada distância, área e estação de cultivo.

Análise dos dados

Os dados de riqueza e abundância de artrópodes foram inicialmente submetidos a um processo seletivo de espécies responsáveis pela variância máxima explicada usando o procedimento STEPDISC com a seleção STEPWISE (SLENTRY = 0.15) no SAS (SAS Institute 2001), conforme Badji et al. (2004). Os resultados de abundância numérica logaritimizada ($\log_{10}(N+1)$) dos artrópodes selecionados foram subsequentemente submetidos a análise de variância multivariada bidirecional (duas estações x seis distâncias) seguido por análises de variância univariadas para cada espécie artrópode, quando apropriado (PROC GLM com declaração MANOVA; SAS). Teste de Tukey HSD ($p < 0,05$) foi usado pra separar médias quando um efeito fixo era significativo.

A divergência entre espécies de artrópodes foi testada usando análise de variáveis canônicas (CVA), com distância da borda do refúgio e estação de cultivo como variáveis independentes e espécies de artrópodes como variáveis (resposta) dependentes. A significância da separação paritária entre grupos de tratamentos foi determinada pelo teste de F aproximado ($p < 0,05$), usando a distância de Mahalanobis entre a respectiva classe média das variáveis canônicas. Essas análises foram realizadas usando o procedimento CANDISC com declaração de distância (SAS Institute 2001, Badji et al. 2004). Para todos os testes estatísticos os dados tiveram que ser transformados em $\log_{10}(x+1)$ para satisfazer as premissas de normalidade e homocedasticidade, testados pelo procedimento UNIVARIATE do SAS (SAS Institute 2001).

Dados de riqueza de espécies (S), abundância numérica (N), massa corporal (M), abundância de biomassa (B) e todas as conexões entre espécies foram usados para estimar os parâmetros de rede trófica. Objetivando reduzir a dispersão dos dados, N , M e B foram

transformados logaritmicamente na base 10. Nós usamos riqueza de espécies (número de espécies ou de nós da rede trófica; S) como um indicador de diversidade, razão de presas para consumidor como relação entre presas e consumidores, e a porcentagem de espécies de topo (espécies sem consumidores), basais (espécies sem recursos) e intermediárias (espécies com consumidores e recursos) como métricas de distribuição trófica.

Ligações tróficas (L) entre todas as espécies na rede trófica foram utilizadas para calcular a densidade de ligações (número de ligações por espécies; $L \cdot S^{-1}$); conectância (C ; fração realizada de todas as ligações possíveis; $L \cdot S^{-2}$), que é a complexidade geral da rede trófica; e proporção de ligações entre táxons de topo, intermediários e basais como métricas de complexidade topológica da rede trófica. Comprimento média da cadeia (o número de ligações requeridos para uma espécie basal encontrar uma espécie de topo na rede) foi caracterizada como propriedade da cadeia. Grau de onivoria (espécies consumidoras com cadeias alimentares de comprimento maior que um) como uma medida de especialização alimentar. A fim de avaliar as mudanças na complexidade do sistema trófico potencialmente envolvidas em mudanças na taxa de consumo entre os genótipos, determinamos a generalidade (número médio de presas por consumidor) e vulnerabilidade (número médio de consumidores por presa) da rede. Todos os parâmetros da rede trófica foram calculados no R (R 2013) com o pacote Cheddar (Hudson et al. 2013). Representações das redes tróficas foram plotadas usando modelo trivariado com N , M e B , os quais foram transformados em log com base 10 para reduzir a dimensionalidade dos dados (Cohen et al. 2003). Análises univariadas para cada parâmetro da rede foram realizadas a fim de discriminar diferenças entre genótipos e estações (PROC GLM no SAS).

Diferenças entre os genótipos, nas tendências de N e B em cada um dos níveis tróficos, dentro de cada estação separadamente foram avaliadas por análise de variância de medidas repetidas (PROC MIXED), pois, as amostragens de artrópodes foram realizadas nas mesmas repetições (blocos) ao longo do desenvolvimento da planta. Assim evitaram-se os problemas de pseudo-repetição no tempo. Os blocos foram considerados parcelas e as datas de amostragem (estádios fenológicos) subparcelas. Estruturas de covariância para as medidas repetidas do modelo misto foram construídas durante cada análise, e o Critério de Informação de Akaike (AIC) foi usado para avaliar qual era o melhor modelo ((ARH (1), TOEPH, ANTE (1) e UN) (SAS Institute 2001).

RESULTADOS

Impacto no conjunto de espécies

Um total de 85 táxons foram amostrados nas duas estações de cultivo de milho (Anexos 8 e 9), totalizando 16.016 indivíduos. As espécies mais abundantes foram as dos herbívoros *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott, 1923) (Hemiptera: Cicadellidae), *Euxesta eluta* Loew, 1868 (Diptera: Otitidae) e *Rhopalosiphum maidis* (Fitch, 1856) (Hemiptera: Aphididae); dos predadores *Doru luteipes* (Scudder, 1876) (Dermaptera: Forficulidae) e *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera: Anthocoridae); e dos detritívoros *Lachesilla sp* (Mockford, 1993) (Psocodea: Lachesillidae), *Sthenaridea carmelitana* (Carvalho, 1948) (Hemiptera: Miridae) e *Hippelates sp* (Loew, 1863) (Diptera: Chloropidae). Dezesete espécies: três detritívoros, sete herbívoros e 7 predadores/parasitoides, foram selecionadas como as mais representativas e que mais explicaram a variância entre tratamentos correspondendo a 17% da variância total explicada (Tabela 1).

Tabela 1. Resumo de seleção gradual para o procedimento de seleção de espécies de artrópodes a serem incluídas na análise de variáveis canônicas para máxima discriminação entre os tratamentos.

Passo	Nº	Variáveis		R ² parcial	Teste <i>F</i> da análise de covariância		Correlação parcial quadrada	
		Introduzida	Removida		<i>F</i>	<i>p</i>	Correlação canônica quadrada média	<i>p</i>
1	1	<i>Doru luteipes</i>	—	0,50	16,86	<,0001	0,05	<,0001
2	2	<i>Planicephalus flavicosta</i>	—	0,22	4,69	<,0001	0,06	<,0001
3	3	<i>Chrysoperla externa</i>	—	0,20	4,24	<,0001	0,07	<,0001
4	4	<i>Sthenaridae carmelitana</i>	—	0,17	3,39	0,0003	0,08	<,0001
5	5	<i>Ferrariana trivittata</i>	—	0,14	2,58	0,0046	0,09	<,0001
6	6	<i>Spodoptera frugiperda</i>	—	0,12	2,15	0,0191	0,10	<,0001
7	7	<i>Chaetocnema sp</i>	—	0,11	2,02	0,0292	0,10	<,0001
8	8	<i>Diomus sp</i>	—	0,12	2,29	0,0121	0,10	<,0001
9	9	<i>Geocoris uliginosus</i>	—	0,11	1,90	0,0414	0,11	<,0001
10	10	<i>Leptoglossus zonatus</i>	—	0,10	1,80	0,0573	0,12	<,0001
11	11	<i>Archytas sp</i>	—	0,10	1,88	0,0446	0,13	<,0001
12	12	<i>Urophorus humeralis</i>	—	0,10	1,74	0,0680	0,14	<,0001
13	13	<i>Thrypticus sp</i>	—	0,10	1,72	0,0724	0,15	<,0001
14	14	<i>Elachiptera sp</i>	—	0,09	1,62	0,0954	0,15	<,0001
15	15	<i>Stirellus picinus</i>	—	0,10	1,66	0,0870	0,16	<,0001
16	16	<i>Misumenops maculissparsus</i>	—	0,09	1,51	0,1301	0,16	<,0001
17	17	<i>Diaretiella rapae</i>	—	0,09	1,56	0,1135	0,17	<,0001

Tabela 2. Abundância numérica (média ± erro padrão) de espécies de artrópodes selecionadas no procedimento *stepwise* submetida à análise de variância multivariada para identificar diferenças entre estações.

Nível trófico	Espécies	Abundância numérica (N; ind. m ⁻² de cultura. amostragem ⁻²)			
		Inverno	Verão	F _{11,186}	p
Detritívoro	<i>Elachiptera sp</i> *	4,30 ± 2,33 a	1,56 ± 0,24 b	1,70	0,08
	<i>Sthenaridae carmelitana</i> *	16,67 ± 2,57 a	1,15 ± 0,23 b	5,25	<0,0001
	<i>Urophorus humeralis</i> *	2,61 ± 0,95 a	0,29 ± 0,18 b	1,59	0,10
Herbívoros	<i>Chaetocnema sp</i>	0,14 ± 0,07 a	0,39 ± 0,13 a	0,98	0,46
	<i>Ferrariana trivitatta</i> *	0,43 ± 0,30 a	0,0 ± 0,0 b	2,95	0,001
	<i>Leptoglossus zonatus</i> *	1,19 ± 0,58 a	0,0 ± 0,0 b	2,29	0,01
	<i>Planicephalus flavicosta</i> *	0,0 ± 0,0 b	0,76 ± 0,15 a	1,93	0,04
	<i>Spodoptera frugiperda</i>	7,08 ± 1,74 a	6,58 ± 2,40 a	1,66	0,08
	<i>Stirellus picinus</i> *	0,0 ± 0,0 b	0,29 ± 0,10 a	1,85	0,05
	<i>Thrypticus sp</i> *	0,45 ± 0,15 b	0,80 ± 0,19 a	2,17	0,02
Predadores	<i>Archytas sp</i>	0,59 ± 0,24 a	0,25 ± 0,07 a	1,53	0,12
	<i>Chrysoperla externa</i> *	4,03 ± 0,72 a	0,0 ± 0,0 b	4,30	<0,0001
	<i>Diaretiella rapae</i>	0,12 ± 0,05 a	0,37 ± 0,14 a	1,72	0,07
	<i>Diomus sp</i>	1,56 ± 0,29 a	1,89 ± 0,28 a	1,00	0,45
	<i>Doru luteipes</i> *	5,19 ± 1,45 b	65,27 ± 7,70 a	16,86	<0,0001
	<i>Geocoris uliginosus</i>	1,15 ± 0,39 a	0,49 ± 0,17 a	1,62	0,09
	<i>Misumenops maculisparsus</i> *	0,31 ± 0,13 b	0,68 ± 0,18 a	1,93	0,04
<i>Análise de variância multivariada (MANOVA)</i>					
	Wilk's λ	GL num	Gl den	F appr.	p
<i>Distância</i>	0,9235	17	178	0,87	0,61
<i>Estação</i>	0,4294	17	178	13,91	<0,001
<i>Distancia*estação</i>	0,9284	17	178	0,81	0,68

*Espécies marcadas com asterisco apresentam diferenças significativas entre estações de cultivo (p <0,05).

A análise de variáveis canônicas (CVA) indicou diferença significativa entre os tratamentos quanto à riqueza e abundância numérica dos 17 táxons de artrópodes reconhecidas acima (Wilks' λ = 0,0615; F = 3,00; df_(num/den) = 187/1603; p < 0.0001). Além disso, foram significativos o primeiro e segundo eixos canônicos (p < 0,0019) que explicaram 75% e 6% da variância total dos tratamentos, respectivamente. O diagrama de ordenação derivado da análise de CVA destaca as diferenças entre as estações, confirmado pela diferença significativa entre eles (D²; distância de Mahalanobis; p ≤ 0,01) (Figura 1). O primeiro eixo canônico foi responsável por separar as estações, e as maiores cargas canônicas

foram observadas para *D. luteipes*, *Chrysoperla externa* (Hagen 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) e *S. carmelitana* (Figura 1). O segundo eixo canônico explicou apenas 6% das diferenças e maior efeito entre distâncias da bordadura do refúgio, sendo *Geocoris uliginosus* (Say 1832) (Hemiptera: Geocoridae) a espécie de maior contribuição (Figura 2).

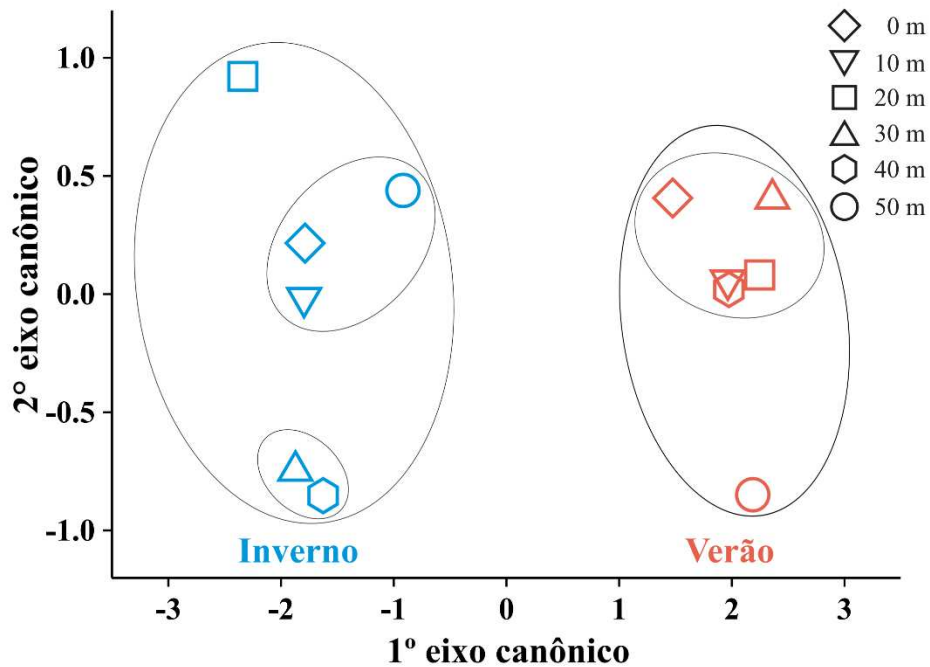


Figura 1. Diagrama de ordenação (CVA) mostrando a divergência entre a composição de artrópodes registrada em quatro tratamentos (ver Tabela 3). Os símbolos são variações canônicas médias de cada tratamento e diferem pelo teste F aproximado ($p < 0,05$), com base na distância de Mahalanobis (D_2) entre as médias das classes na ordenação de CVA.

Tabela 3. Cargas canônicas (entre estruturas canônicas) dos eixos canônicos para as espécies de artrópodes amostradas em duas estações e dois genótipos de milho. Números em negrito indicam os principais contribuidores de cada eixo.

Compostos	Eixos canônicos	
	1°	2°
<i>Doru luteipes</i>	0,97	0,01
<i>Planicephalus flavicosta</i>	0,88	-0,17
<i>Chrysoperla externa</i>	-0,95	-0,18
<i>Sthenaridae carmelitana</i>	-0,98	0,04
<i>Ferrariana trivittata</i>	-0,56	0,49
<i>Spodoptera frugiperda</i>	-0,09	0,64
<i>Chaetocnema sp</i>	0,71	0,02
<i>Diomus sp</i>	0,60	-0,65
<i>Geocoris uliginosus</i>	-0,34	0,74
<i>Leptoglossus zonatus</i>	-0,42	-0,25
<i>Archytas sp</i>	-0,14	0,14
<i>Urophorus humeralis</i>	-0,52	0,57
<i>Thrypticus sp</i>	0,53	-0,41
<i>Elachiptera sp</i>	-0,82	0,06
<i>Stirellus picinus</i>	0,67	-0,14
<i>Misumenops maculissparsus</i>	0,63	-0,31
<i>Diaretiella rapae</i>	0,46	0,15
<i>F</i>	3,00	1,38
<i>p</i>	<,0001	0,0019
<i>Eigenvalue</i>	3,95	0,32
<i>Variância explicada</i>	0,75	0,06

Propriedades das redes tróficas

Diferenças significativas foram observadas apenas entre estações (Wilks' $\lambda = 0,2347$; $F = 2,72$; $df_{(num/den)} = 18/15$; $p < 0,03$) (Tabela 4; para valores dos parâmetros em cada distância consultar Anexo 11). Assim, foram apresentadas apenas duas redes tróficas, uma representativa de cada estação de cultivo (Figuras 3 e 4). Número de nós foi o parâmetro responsável pela diferença entre estações ($F_{11,35} = 2,68$; $p = 0,02$), sendo superior na estação de inverno (variando de 43 a 58 espécies) e inferior na estação de verão (variando de 39 a 53 espécies). Nenhuma tendência crescente ou decrescente foi observada no número de nós quando a distância aumentava para o refúgio, porém, a distribuição das espécies entre as distâncias para a bordadura manteve um padrão nas duas estações (Figura 5).

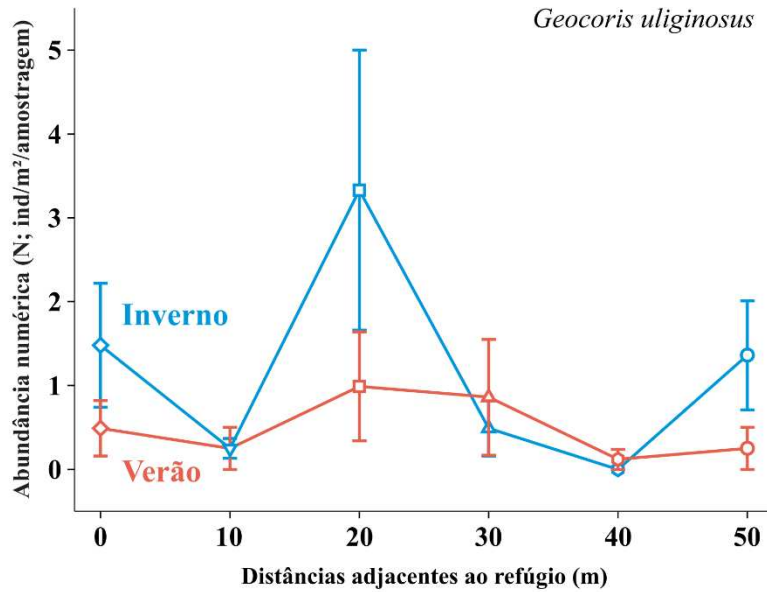


Figura 2. Abundância numérica (média \pm erro padrão) de *Geocoris uliginosus* (N; ind.m². amostragem) em diferentes distâncias do refúgio em duas estações de cultivo de milho Bt.

Avaliação para cada nível trófico separadamente ao longo da fenologia da planta confirma que as distâncias não interferem na abundância numérica (N) e abundância de biomassa (B) das espécies de artrópodes, independente da estação de cultivo ($p \geq 0,12$) (Anexo 13). Por outro lado, houve efeito significativo das datas de amostragem (tempo) nos valores de N e B em todos níveis tróficos ($p \leq 0,04$), exceto para o nível trófico 6 (consumidores terciários) ($F_{4,20} = 0,90$; $p = 0,50$) na estação de verão (Anexo 13). A variação de N e B no tempo está representada na figura 6.

Tabela 4. Valores dos descritores de rede trófica para rede trófica de artrópodes associados com o milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio em duas estações.

	Inverno	Verão	$F_{11,186}$	p
Propriedades das espécies				
Número de nós*	49,28 ± 0,99	43,39 ± 0,94	2,68	0,02
Proporção de táxons de topo	0,18 ± 0,02	0,16 ± 0,02	0,72	0,71
Proporção de táxons intermediários	0,75 ± 0,02	0,78 ± 0,02	0,84	0,60
Proporção de táxons basais	0,05 ± 0,00	0,04 ± 0,0	1,43	0,22
Razão presa: consumidor	0,86 ± 0,02	0,87 ± 0,02	0,70	0,73
Propriedades das ligações				
Número de ligações tróficas	282,00 ± 14,51	221,39 ± 9,19	1,28	0,30
Densidade de ligações	5,68 ± 0,21	5,09 ± 0,14	0,65	0,77
Conectância	0,12 ± 0,00	0,12 ± 0,00	0,66	0,76
Proporção de ligações entre:				
Topo e intermediário	0,41 ± 0,07	0,36 ± 0,07	0,74	0,70
Intermediário e intermediário	0,48 ± 0,07	0,52 ± 0,07	0,73	0,70
Intermediário e basal	0,10 ± 0,00	0,11 ± 0,00	0,91	0,55
Propriedades da cadeia				
Comprimento médio da cadeia	2,85 ± 0,09	2,83 ± 0,10	0,86	0,58
Erro padrão	0,64 ± 0,03	0,58 ± 0,03	0,95	0,51
Propriedades da onivoria				
Grau de onivoria	0,08 ± 0,01	0,11 ± 0,01	0,37	0,95
Assimetria consumidor-presa				
Generalidade	6,09 ± 0,21	5,42 ± 0,15	0,58	0,82
Vulnerabilidade	7,10 ± 0,28	6,23 ± 0,17	0,76	0,67
Desvio padrão da generalidade	1,73 ± 0,03	1,73 ± 0,02	0,71	0,72
Desvio padrão da vulnerabilidade	0,93 ± 0,02	0,91 ± 0,02	0,72	0,71
<i>Análise de variância multivariada (MANOVA)</i>				
	Wilks'	GL (num/den)	F appr.	p
<i>Distância</i>	0,3861	18/15	1,33	0,29
<i>Estação</i>	0,2347	18/15	2,72	0,03
<i>Distância*estação</i>	0,3461	15/15	1,57	0,19

*Parâmetros marcados com asterisco apresentam diferenças significativas entre as distâncias do refúgio ($p < 0,05$).

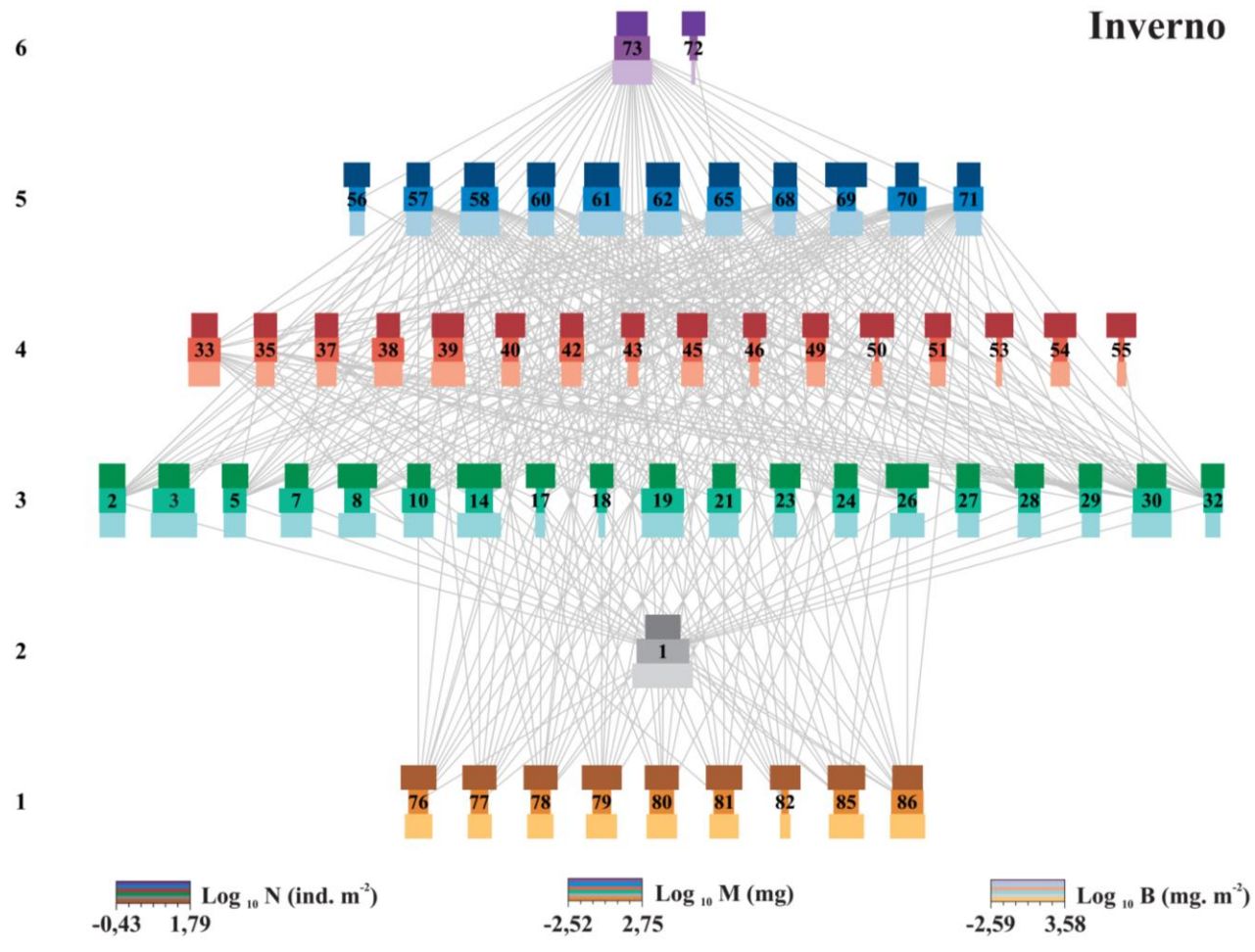


Figura 3. Redes tróficas de artrópodes associados a plantas de milho Bt nas estações de inverno e verão. Quadrados com cores mais fortes representam o log 10 da abundância numérica (indivíduos. m^{-2}), quadrados com cores intermediárias representam o log 10 do peso corporal dos indivíduos e cores mais fracas representam o log 10 da abundância de biomassa (mg. m^{-2}) da espécie relacionada. Os números das espécies correspondem à numeração apresentada no Anexo 8. A numeração lateral esquerda representa os níveis tróficos. A posição horizontal é arbitrária. Espécies isoladas, canibalismo ou loops foram ignorados.

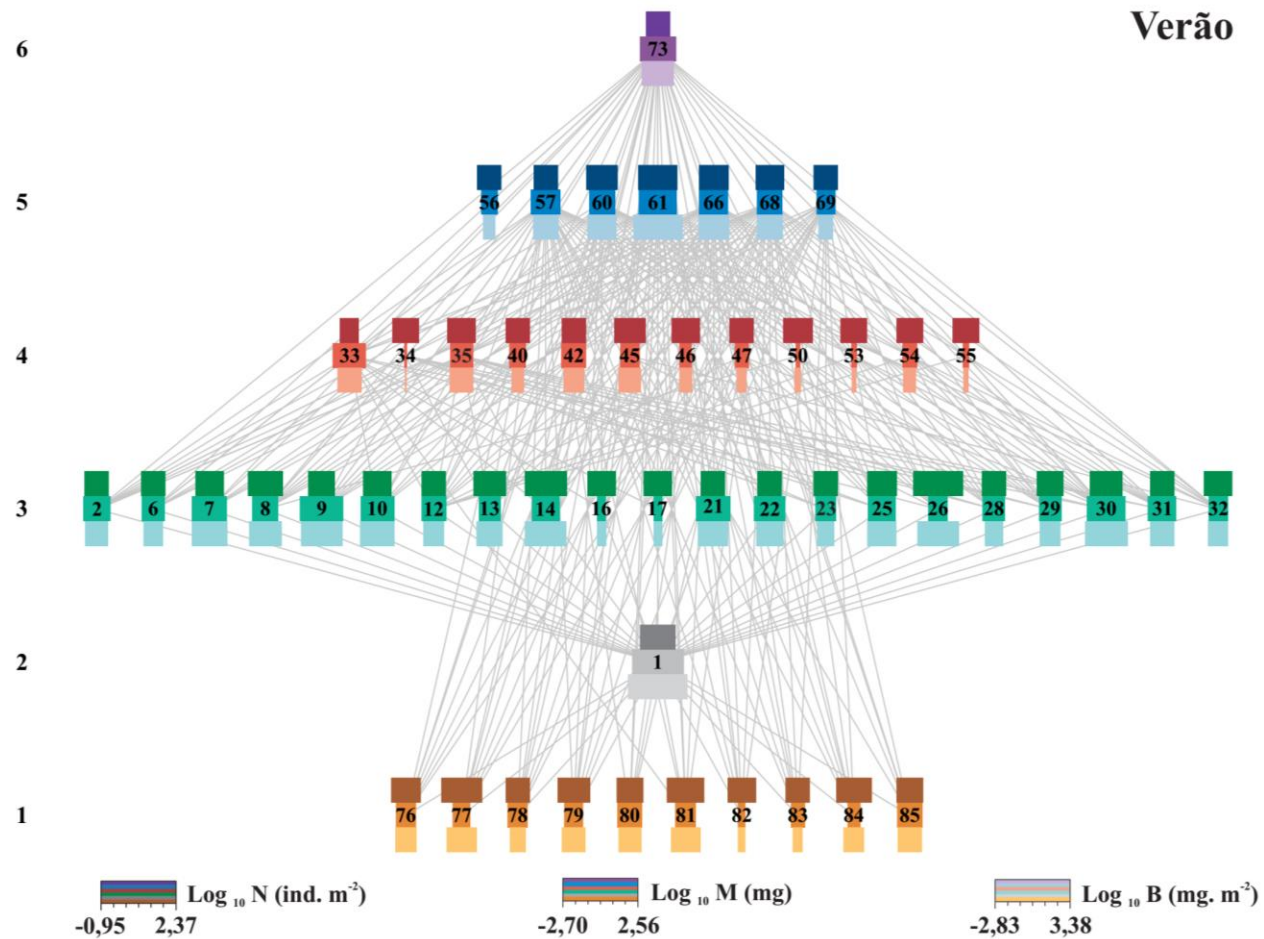


Figura 4. Redes tróficas de artrópodes associados a plantas de milho Bt nas estações de inverno e verão. Quadrados com cores mais fortes representam o log 10 da abundância numérica (indivíduos. m⁻²), quadrados com cores intermediárias representam o log 10 do peso corporal dos indivíduos e cores mais fracas representam o log 10 da abundância de biomassa (mg. m⁻²) da espécie relacionada. Os números das espécies correspondem à numeração apresentada no Anexo 9. A numeração lateral esquerda representa os níveis tróficos. A posição horizontal é arbitrária. Espécies isoladas, canibalismo ou loops foram ignorados.

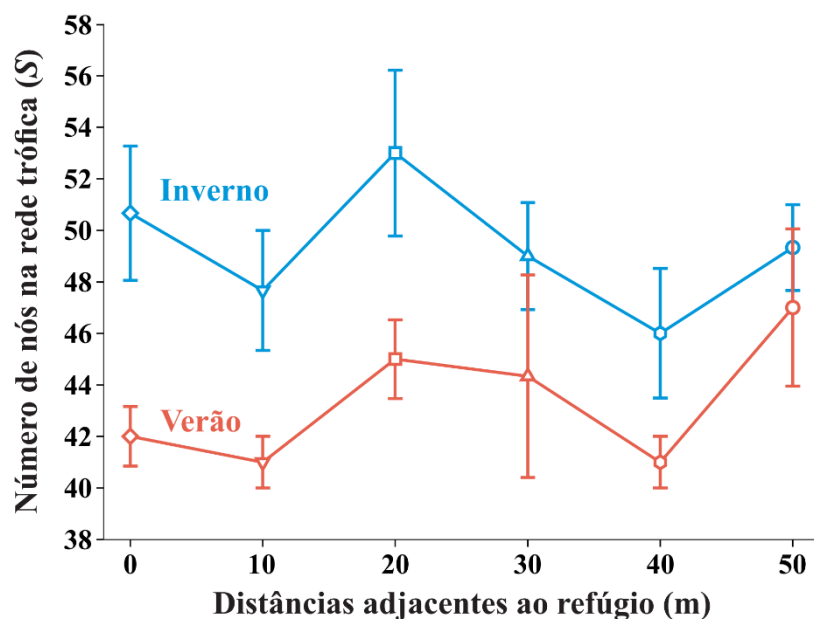


Figura 5. Distribuição do número de nós (S ; média \pm erro padrão) na rede trófica em distâncias crescentes a partir do refúgio em dois ciclos de cultivo.

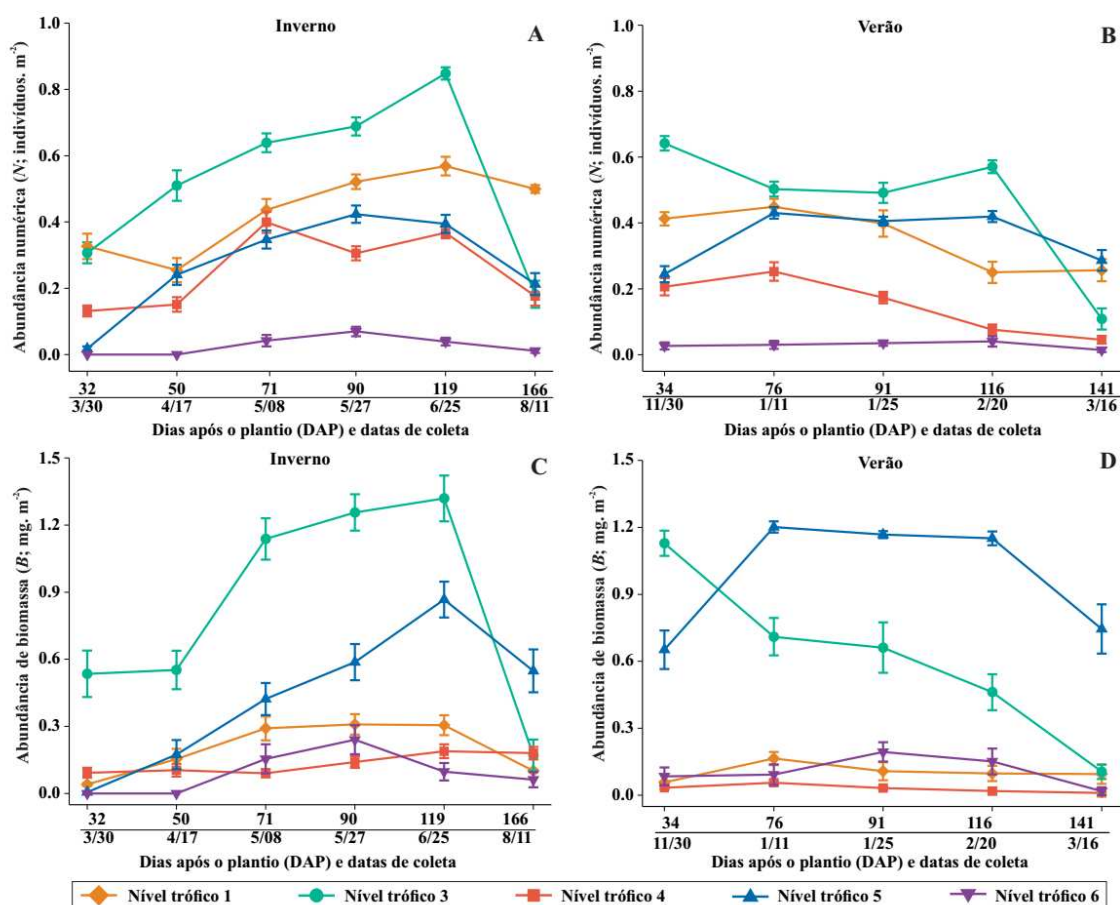


Figura 6. Distribuição logaritimizada da abundância numérica (indivíduos. m^{-2}) (A inverno e B – verão) e abundância de biomassa ($mg. m^{-2}$) (C – inverno e D – verão) através dos níveis tróficos em função do desenvolvimento da planta de milho. Os níveis tróficos correspondem com os representados na rede trófica.

DISCUSSÃO

Nesse estudo nós investigamos se o refúgio obrigatório para culturas geneticamente modificadas expressando toxinas Bt, impõe efeito de borda nas redes tróficas em campos de milho Bt adjacentes. Nós encontramos efeito nulo do refúgio sob a riqueza e abundância de espécies com o aumento da distância dele nos campos de milho Bt. A mesma tendência foi observada para os parâmetros de rede trófica, que se mantiveram inalterados até a extensão máxima investigada. Apenas efeito da estação de cultivo foi observada para riqueza e abundância de espécies e, conseqüentemente, para o número de nós que estruturaram as redes. Este é o primeiro estudo que investiga influência do refúgio em comunidades de artrópodes utilizando para isto abordagem de estudo de redes tróficas em campos adjacentes de milho Bt.

Diversos estudos anteriores têm comparado os efeitos da intensificação agrícola e complexidade em nível de paisagem (Boetzi et al. 2018; Frost et al. 2015; Olson, Ruberson & Andow 2012). Respostas diversas foram observadas na natureza, incluindo densidades mais altas nas bordas, sem diferença entre as bordas e interior dos campos manejados e densidades mais baixas nas bordas (Allison et al. 2018; Ewers & Didham 2006; Lidicker 1999; Ries et al. 2004; Ries & Sisk 2004).

Nosso sistema de estudo compreendeu dois tipos de habitats, o cultivo de milho Bt e o refúgio, ambos manejados igualmente, entretanto, o refúgio não oferece resistência contra uma gama de insetos fitófagos, notadamente lepidópteros e coleópteros. Cultivos Bt são considerados, uma tecnologia ecológica que conserva alguns recursos para inimigos naturais (Thangavel & Sridevi 2015). Habitats seminaturais são discutidos na literatura como “reservatórios” de pragas e inimigos naturais (Norris & Kogan 2000), e analogicamente o refúgio pode desempenhar esta função provendo insetos susceptíveis às proteínas Bt, vertendo-se em estratégia do manejo a resistência a estas. Tal fato pode causar alterações nas redes tróficas onde tais fitófagos sejam componentes importantes. Portanto, foi examinado a riqueza e abundância numérica dos artrópodes em distâncias adjacentes ao refúgio e o resultado encontrado foi que nenhuma alteração ocorreu.

Embora fosse esperado que as espécies *Spodoptera frugiperda*, *Elasmopalpus lignosellus* e *Diabrotica speciosa* fossem controladas pelo milho Bt (Burtet et al. 2017; Campbell et al. 2017; Siebert et al. 2012) e encontradas apenas no refúgio e sua bordadura com milho Bt (i.e., distância de 0 m do refúgio), nenhuma alteração na abundância destas espécies foi observada entre a menor e maior distância do refúgio, para ambas estações (Anexos 8 e 9). Casos de resistência em populações neotropicais de *S. frugiperda* são

frequentemente relatados (Omoto et al. 2016; Santos-Amaya et al. 2015) e explicam a presença uniforme desta praga-alvo nas áreas sob estudo cultivadas com milho Bt. Embora as toxinas Cry1A.105 e Cry2Ab2 tenham se mostrado eficientes no manejo de *E. lignosellus* no Brasil (Marques et al. 2018), a maioria dos indivíduos amostrados desta espécie eram adultos, que provavelmente migraram do refúgio. Da mesma maneira, eventos de milho Bt expressando Cry3Bb1 com proteção contra *D. speciosa* são recentes e nenhum caso de populações resistentes é registrado no Brasil. Porém, as vaquinhas apresentam alta capacidade de dispersão (Marquardt & Krupke 2009), sugerindo novamente o movimento destes insetos do refúgio para o milho Bt.

Abundância de diversas espécies foram diferentes estatisticamente entre as estações de cultivo (Tabela 2) e três delas tiveram maior contribuição na diferenciação de estações (Tabela 3). A estação de inverno foi marcada por períodos secos, temperaturas mais amenas e baixa precipitação (Anexo 6), condições que favorecem o desenvolvimento de *C. externa* (Souza & Carvalho 2002), espécie amostradas apenas nessa estação, à semelhança de estudo prévio (Frizzas, Oliveira & Omoto 2017). Tesourinhas (*D. luteipes*) estiveram presentes em ambas estações e conforme sua exigência térmica por temperaturas mais elevadas (Pasini et al. 2010) (Anexo 6), sua abundância foi superior na estação de verão. Ocorrendo em ambas estações, *S. carmelitana* foi mais abundante no inverno, como relatado por Waquil, e Matrângolo 1990. Desta maneira as respostas dos artrópodes às condições climáticas determinaram quais espécies colonizaram e estruturaram as estações (Koltz, Schmidt & Høye 2018; Traill et al. 2010).

Bordas entre habitats frequentemente afetam as conexões tróficas em mosaicos complexos de paisagem (Blitzer et al. 2012), influenciadas pelo movimento de organismos de diferentes níveis tróficos (herbívoros, polinizadores, patógenos, predadores e dispersores de sementes) (Blitzer et al. 2012). A falta de habitats e recursos podem causar declínio em valiosos serviços de controle biológico e aumentar o potencial de surtos de pragas (Chaplin-Kramer et al. 2011; Haro, Silveira & Wilby 2018). O funcionamento dos serviços ecológicos pode ser determinado por análises de redes tróficas (Albrecht et al. 2007; Tylianakis, Tschamntke & Lewis 2007).

Nós construímos 36 redes em distâncias adjacentes ao refúgio para verificar se alguma alteração transcorria. Nenhum efeito de distância nas métricas da rede trófica foi observado, à exceção de uma. A única alteração significativa ocorreu no número de nós nas redes, afetadas pelo fator estação, com maior riqueza na estação de inverno. A constância entre os valores de densidade de ligações, generalidade e vulnerabilidade

apresentadas neste estudo representam heterogeneidade na frequência de conexões entre as diferentes espécies que integraram as redes tróficas nos dois cultivos (Bersier, Banašek-Richter & Cattin 2002).

Populações em níveis tróficos superiores são geralmente menores e mais variáveis e, portanto, mais vulneráveis à extinção estocástica (Fagan et al. 2001). Sendo assim, o efeito de borda pode ter respostas em diferentes níveis tróficos (Ewers & Didham 2008; McCabe, Loeb & Grab 2017). Quando analisamos as camadas tróficas com abundância combinada das espécies que integraram cada nível trófico, foi verificado ser nulo este efeito.

Em geral, os dados de curto prazo para duas estações de milho indicaram que não existe efeito significativo de borda, não havendo qualquer padrão distinto com relação à distância para ela, seja quanto a abundância e riqueza de espécies, seja quanto as métricas de rede trófica. A inspeção das redes tróficas indica mudanças específicas que são responsáveis pelas diferenças na estrutura da rede trófica entre as duas estações, provavelmente influenciada pelas condições climáticas. Nós superestimamos o percentual de área recomendado para refúgio, para aumentar a probabilidade deste habitat contribuir no manejo de resistência e fornecer um maior número de insetos para os campos de Bt incorrendo em maior efeito sobre as redes tróficas. Contudo, mesmo sob estas condições experimentais, o efeito de borda não foi significativo. Assim, em conformidade aos nossos resultados, refúgio compreendendo de 10 a 20% da área manterá inexistente o efeito de borda.

No presente estudo, mostrou-se que áreas de refúgio em cultivos de milho Bt não exerceram efeitos de borda nos campos de milho Bt. A recomendação obrigatória do refúgio deve-se ao fornecimento de indivíduos suscetíveis para o recuo da seleção de populações resistentes às toxinas Bt. Entretanto, a incidência relativamente uniforme de artrópodes, inclusive artrópodes-alvos, entre as áreas contíguas e sem efeito de distância na bordadura do refúgio, sugere que tal estratégia e mesmo o cultivo Bt podem não estar tendo o efeito desejado demandando maior atenção sobre sua adoção e impacto.

AGRADECIMENTOS

Nós agradecemos a todos taxonomistas que contribuíram para a identificação dos táxons (Anexo 7). Este trabalho foi subsidiado pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG).

REFERÊNCIAS

- Albrecht, M.; Duelli, P.; Schmid, B.; Müller, C. B. Interaction diversity within quantified insect food webs in restored and adjacent intensively managed meadows. *Journal of Animal Ecology* 2007, 76 (5), 1015–1025; DOI 10.1111/j.1365-2656.2007.01264x.
- Allison, J.; Strom, B.; Sweeney, J.; Mayo, P. Trap deployment along linear transects perpendicular to forest edges: impact on capture of longhorned beetles (Coleoptera: Cerambycidae). *Journal of Pest Science* 2018, 91, 1–10; DOI 10.1007/s10340-018-1008-7.
- Badji, A.; Guedes, R. N. C.; Silva, A. A.; Araújo, R. A. Impact of deltamethrin on arthropods in maize under conventional and no-tillage cultivation. *Crop Protection* 2004, 23, 1031–1039; DOI 10.1016/j.cropro.2004.03.003.
- Bates, S. L.; Zhao, J.; Roush, R. T.; Shelton, A. M. Insect resistance management in GM crops: past, present and future. *Nature Biotechnology* 2005, 23 (1), 57–62; DOI 10.1038/nbt1056.
- Bersier, L.-F.; Banašek-Richter, C.; Cattin, M.-F. Quantitative Descriptors of Food-Web matrices. *Ecology* 2002, 83 (9), 2394–2407; DOI 10.1890/03-8024.
- Bianchi, F. J. J. A.; Booij, C. J. H.; Tscharntke, T. Sustainable pest regulation in agricultural landscapes: a review on landscape composition, biodiversity and natural pest control. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 2006, 273 (1595), 1715–1727; DOI 10.1098/rspb.2006.3530.
- Blitzer, E. J.; Dormann, C. F.; Holzschuh, A.; Klein, A.; Rand, T. A.; Tscharntke, T. Spillover of functionally important organisms between managed and natural habitats. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 2012, 146 (1), 34–43; DOI 10.1016/j.agee.2011.09.005.
- Boetzl, F. A.; Krimmer, E.; Krauss, J.; Steffan-Dewenter, I. Agri-environmental schemes promote ground-dwelling predators in adjacent oilseed rape fields: Diversity, species traits and distance-decay functions. *Journal of Applied Ecology* 2018, 56 (1), 10–20; DOI 10.1111/1365-2664.13162.
- Bolchoun, L.; Drossel, B.; Allhoff, K. T. Spatial topologies affect local food web structure and diversity in evolutionary metacommunities. *Scientific Reports* 2017, 7 (1), 1–11; DOI 10.1038/s41598-017-01921-y.
- Burtet, L. M.; Bernardi, O.; Melo, A. A.; Pes, M. P.; Strahl, T. T.; Guedes, J. V. Managing fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), with Bt maize and insecticides in southern Brazil. *Pest Management Science* 2017, 73 (12), 2569–2577; DOI 10.1002/ps.4660.
- Campbell, L. A.; Prasifka, P. L.; Storer, N. P.; Rule, D. M.; Hendrix, W. H. Insecticide resistance and resistance management effects of Bt corn and egg density on western corn rootworm (Coleoptera: Chrysomelidae) adult emergence and estimation of effective Bt dose. *Journal of Economic Entomology* 2017, 110, 607–614; DOI 10.1093/jee/tow286.
- Carrière, Y.; Crowder, D. W.; Tabashnik, B. E. Evolutionary ecology of insect adaptation to Bt crops. *Evolutionary Applications* 2010, 3 (5-6), 561–573; DOI 10.1111/j.1752-4571.2010.00129.x.
- Chaplin-Kramer, R.; O'Rourke, M. E.; Blitzer, E. J.; Kremen, C. A meta-analysis of crop pest and natural enemy response to landscape complexity. *Ecology Letters* 2011, 14 (9), 922–932; DOI 10.1111/j.1461-0248.2011.01642.x.
- Cohen, J. E.; Jonsson, T.; Carpenter, S. R. Ecological community description using the food web, species abundance, and body size. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 2003, 100 (4), 1781–1786; DOI 10.1073/pnas.232715699.

- Dunne, J. A.; Williams, R. J.; Martinez, N. D. Network structure and biodiversity loss in food webs: robustness increases with connectance. *Ecology Letters* 2002, 5, 558–567, DOI 10.1046/j.1461-0248.2002.00354.x.
- Ewers, R. M.; Didham, R. K. Continuous response functions for quantifying the strength of edge effects. *Journal of Applied Ecology* 2006, 43 (3), 527–536; DOI 10.1111/j.1365-2664.2006.01151.x.
- Ewers, R. M.; Didham, R. K. Pervasive impact of large-scale edge effects on a beetle community. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 2008, 105 (14), 5426–5429; DOI 10.1073/pnas.0800460105.
- Fagan, W. F.; Cantrell, R. S.; Cosner, C. How habitat edges change species interactions. *The American Naturalist* 1999, 153 (2), 165–182; DOI 10.1086/303162.
- Fagan, W. F.; Meir, E.; Prendergast, J.; Folarin, A.; Karieva, P. Characterizing population vulnerability for 758 species. *Ecology Letters* 2001, 4 (2), 132–138; DOI 10.1046/j.1461-0248.2001.00206.x.
- Frizzas, M. R.; Oliveira, C. M. de; Omoto, C. Diversity of insects under the effect of Bt maize and insecticides. *Arquivos do Instituto Biológico* 2017, 84, 1–8; DOI 10.1590/1808-1657000062015.
- Frost, C. M.; Didham, R. K.; Rand, T. A.; Peralta, G.; Tylianakis, J. M. Community-level net spillover of natural enemies from managed to natural forest. *Ecology* 2015, 96 (1), 193–202; DOI 10.1890/14-0696.1.
- González, E.; Salvo, A.; Defagó, M. T.; Valladares, G. A Moveable Feast: Insects Moving at the Forest-Crop Interface Are Affected by Crop Phenology and the Amount of Forest in the Landscape. *PloS One* 2016, 11 (7), 1–19; DOI 10.1371/journal.pone.0158836.
- Gould, F. Sustainability of transgenic insecticidal cultivars: integrating pest genetics and ecology. *Annual review Entomology* 1998, 43 (1), 701–726; DOI 10.1146/annurev.ento.43.1.701.
- Gryspeirt, A.; Grégoire, J. Effectiveness of the high dose/refuge strategy for managing pest resistance to *Bacillus thuringiensis* (Bt) plants expressing one or two toxins. *Toxins* 2012, 4 (10), 810–835; DOI 10.3390/toxins4100810.
- Hagenbucher, S.; Wäckers, F. L.; Wettstein, F. E.; Olson, D. M.; Ruberson, J. R.; Romeis, J. Pest trade-offs in technology: reduced damage by caterpillars in Bt cotton benefits aphids. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 2013, 280 (1758), 1–8; DOI 10.1098/rspb.2013.0042.
- Haro, M. M.; Silveira, L. C. P.; Wilby, A. Stability lies in flowers: Plant diversification mediating shifts in arthropod food webs. *PloS One* 2018, 13, 1–18; DOI 10.1371/journal.pone.0193045.
- Harper-Smith, S.; Berlow, E. L.; Knapp, R. A.; Williams, R. J.; Martinez, N. D. Communicating ecology through food webs: Visualizing and quantifying the effects of stocking alpine lakes with trout. In: *Dynamic Food Webs* (pp. 407–423). Elsevier Inc. 2006; DOI 10.1016/B978-012088458-2/50038-2.
- Hooper, D. U.; Chapin, F. S.; Ewel, J. J.; Hector, A.; Inchausti, P.; Lavorel, S.; Lawton, J. H.; Lodge, D. M.; Loreau, M.; Naeem, S.; Schmid, B.; Setälä, H.; Symstad, A. J.; Vandermeer, J.; Wardle, D. A. Effects of biodiversity on ecosystem functioning: A consensus of current knowledge. *Ecological Monographs* 2005, 75 (1), 3–35; DOI 10.1890/04-0922.
- Huang, F.; Andow, D. A.; Buschman, L. L. Success of the high-dose/refuge resistance management strategy after 15 years of Bt crop use in North America. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 2011, 140 (1), 1–16; DOI 10.1111/j.1570-7458.2011.01138.x.
- Hudson, L. N.; Emerson, R.; Jenkins, G. B.; Layer, K.; Ledger, M. E.; Pichler, D. E.; Thompson, M. S. A.; O'Gorman, E. J.; Woodward, G.; Reuman, D. C.. Cheddar:

- analysis and visualisation of ecological communities in R. *Methods in Ecology and Evolution* 2013, 4 (1), 99–104; DOI 10.1111/2041-210X.12005.
- Ives, A. R.; Cardinale, B. J. Food-web interactions govern the resistance of communities after non-random extinctions. *Nature* 2004, 429 (6988), 174–177; DOI 10.1038/nature02454.1.
- Klümper, W.; Qaim, M. A meta-analysis of the impacts of genetically modified crops. *PLoS One* 2014, 9 (11), 1–7; DOI 10.1371/journal.pone.0111629.
- Koltz, A. M.; Schmidt, N. M.; Høye, T. T. Differential arthropod responses to warming are altering the structure of Arctic communities. *Royal Society Open Science* 2018, 5 (4), 1–17; DOI 10.1098/rsos.171503.
- Landis, D. A.; Wratten, S. D.; Gurr, G. M. Habitat Management to Conserve Natural Enemies of Arthropod Pests in Agriculture. *Annual review Entomology* 2000, 45 (1), 175–201; DOI 10.1146/annurev.ento.45.1.175.
- Laurance, W. F.; Lovejoy, T. E.; Vasconcelos, H. L.; Bruna, E. M.; Didham, R. K.; Stouffer, P. C.; Gascon, C.; Bierregaard, R. O.; Laurance, S. G.; Sampaio, E. Ecosystem decay of amazonian forest fragments: a 22-year investigation. *Conservation Biology* 2002, 16 (3), 605–618; DOI 10.1046/j.1523-1739.2002.01025.x.
- Li, Y.; Gao, Y.; Wu, K. Function and effectiveness of natural refuge in IRM strategies for Bt crops. *Current Opinion in Insect Science* 2017, 21, 1–6; DOI 10.1016/j.cois.2017.04.007.
- Lidicker, W. Z. Responses of mammals to habitat edges: an overview. *Landscape Ecology* 1999, 14 (4), 333–334; DOI 10.1371/journal.pone.0090366.
- Liu, X.; Chen, M.; Collins, H. L.; Onstad, D. W.; Roush, R. T.; Zhang, Q.; Earle, E. D.; Shelton, A. M. Natural enemies delay insect resistance to Bt crops. *PloS One* 2014, 9 (3), 1–8; DOI 10.1371/journal.pone.0090366.
- Lu, Y.; Wu, K.; Jiang, Y.; Guo, Y.; Desneux, N. Widespread adoption of Bt cotton and insecticide decrease promotes biocontrol services. *Nature* 2012, 487, 362–65; DOI 10.1038/nature11153.
- Marquardt, P. T.; Krupke, C. H. Dispersal and mating behavior of *Diabrotica virgifera virgifera* (Coleoptera: Chrysomelidae) in Bt cornfields. *Environmental Entomology* 2009, 38 (1), 176–182; DOI 10.1603/022.038.0122.
- Marques, L. H.; Santos, A. C.; Castro, B. A.; Storer, N. P.; Babcock, J. M.; Lepping, M. D.; As, V.; Moscardini, V. F.; Rule, D. M.; Fernandes, O. A. Impact of transgenic soybean expressing Cry1Ac and Cry1F proteins on the non-target arthropod community associated with soybean in Brazil. *PLoS One* 2018, 13 (2), 1–23; DOI 10.1371/journal.pone.0191567.
- Marvier, M.; Chanel, M.; Regetz, J.; Kareiva, P. A meta-analysis of effects of bt cotton and Maize on Nontarget Invertebrates. *Science* 2007, 316 (5830), 1475–1477; DOI 10.1126/science.1139208.
- May, R. M. When will a large complex system be stable? *Nature* 1972, 238 (1), 413–14; DOI 10.1016/S0022-5193(85)80081-3.
- McCabe, E.; Loeb, G.; Grab, H. Responses of crop pests and natural enemies to wildflower borders depends on functional group. *Insects* 2017, 8 (3), 1–8; DOI 10.3390/insects8030073.
- Meissle, M.; Romeis, J.; Bigler, F. Bt maize and integrated pest management - a European perspective. *Pest Management Science* 2011, 67 (9), 1049–1058; DOI 10.1002/ps.2221.
- Melián, C. J.; Bascompte, J. Food web structure and habitat loss. *Ecology Letters* 2002, 5 (1), 37–46; DOI 10.1046/j.1461-0248.2002.00280.x.
- Norris, R. F.; Kogan, M. Interactions between weeds, arthropod pests, and their natural enemies in managed ecosystems. *Weed Science* 2000, 48 (1), 94–158; DOI

- 10.1614/0043-1745(2000)048[0094:IBWAPA]2.0.CO;2.
- Olson, D. M.; Ruberson, J. R.; Andow, D. A. Effects on stink bugs of field edges adjacent to woodland. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 2012, 156, 94–98; DOI 10.1016/j.agee.2012.05.005.
- Omoto, C.; Bernardi, O.; Salmeron, E.; Sorgatto, R. J.; Dourado, P. M.; Crivellari, A.; Carvalho, R. A.; Willse, A.; Martinelli, S.; Head, G. P. Field-evolved resistance to Cry1Ab maize by *Spodoptera frugiperda* in Brazil. *Pest Management Science* 2016, 72, 1727–1736; DOI 10.1002/ps.4201.
- Pasini, A.; Parra, J. R. P.; Nava, D. E.; Butnariu, A. R. Exigências térmicas de *Doru lineare* Eschs. e *Doru luteipes* Scudder em laboratório. *Ciência Rural* 2010, 40 (7), 1562–1568.
- R Development Core Team. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing: Vienna, Austria, 2013.
- Rand, T. A.; Tylianakis, J. M.; Tschamntke, T. Spillover edge effects: the dispersal of agriculturally subsidized insect natural enemies into adjacent natural habitats. *Ecology Letters* 2006, 9 (5), 603–614; DOI 10.1111/j.1461-0248.2006.00911.x.
- Ries, L.; Fletcher, R. J.; Battin, J.; Sisk, T. D. Ecological response to habitat edges: mechanisms, models, and variability explained. *Annual Review of Entomology* 2004, 35, 491–522; DOI 10.1146/annurev.ecolsys.35.112202.130148.
- Ries, L.; Sisk, T. D. A predictive model of edge effects. *Ecology* 2004, 85 (11), 2917–2926; DOI 10.1890/03-8021.
- Rios-Velasco, C.; Gallegos-Morales, G.; Cambero-Campos, J.; Cerna-Chávez, E.; Rincón-Castro, M. C.; Valenzuela-García, R. Natural enemies of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Coahuila, México. *Florida Entomologist* 2011, 94 (3), 723–726; DOI 10.1653/024.094.0349.
- Romeis, J.; Naranjo, S. E.; Meissle, M.; Shelton, A. M. Genetically engineered crops help support conservation biological control. *Biological Control* 2019, 130, 136–154; DOI 10.1016/j.biocontrol.2018.10.001.
- Sanahuja, G.; Banakar, R.; Twyman, R. M.; Capell, T.; Christou, P. *Bacillus thuringiensis*: a century of research, development and commercial applications. *Plant Biotechnology Journal* 2011, 9 (3), 283–300; DOI 10.1111/j.1467-7652.2011.00595.x.
- Santos-Amaya, O. F.; Rodrigues, J. V.; Souza, T. C.; Tavares, C. S.; Campos, S. O.; Guedes, R. N.; Pereira, E. J. Resistance to dual-gene Bt maize in *Spodoptera frugiperda*: selection, inheritance, and cross-resistance to other transgenic events. *Scientific Reports* 2015, 5, 1–10; DOI 10.1038/srep18243.
- SAS Institute. SAS User's Guide: Statistics, version 8.2, 6th ed. SAS Institute: Cary, N.C., 2001.
- Schneider, G.; Krauss, J.; Boetzi, F. A.; Fritze, M.-A.; Steffan-Dewenter, I. Spillover from adjacent crop and forest habitats shapes carabid beetle assemblages in fragmented semi-natural grasslands. *Oecologia* 2016, 182 (4), 1141–1150; DOI 10.1007/s00442-016-3710-6.
- Siebert, M. W.; Nolting, S. P.; Hendrix, W.; Dhavala, S.; Craig, C.; Leonard, B. R.; Stewart, S. D.; All, J.; Musser, F. R.; Buntin, G. D.; Samuel, L. Evaluation of corn hybrids expressing Cry1F, Cry1A105, United States insect pests Cry34Ab1/Cry35Ab1, and Cry3Bb1 against southern United States. *Journal of Economic Entomology* 2012, 105 (5), 1825–1834; DOI 10.1603/EC12155.
- Souza, B.; Carvalho, C. F. Population dynamics and seasonal occurrence of adults of *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) in a citrus orchard in Southern Brazil. *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae* 2002, 48 (2), 301–310.
- Tabashnik, B. E.; Brévault, T.; Carrière, Y. Insect resistance to Bt crops: lessons from the

- first billion acres. *Nature Biotechnology* 2013, 31 (6), 510–521; DOI 10.1038/nbt.2597.
- Thangavel, P.; Sridevi, G. Environmental sustainability: role of green technologies. *Environmental Sustainability: Role of Green Technologies* 2015, 1–324; DOI 10.1007/978-81-322-2056-5.
- Traill, L. W.; Lim, M. L. M.; Sodhi, N. S.; Bradshaw, C. J. A. Mechanisms driving change: altered species interactions and ecosystem function through global warming. *Journal of Animal Ecology* 2010, 79, 937–947; DOI 10.1111/j.1365-2656.2010.01695.x.
- Tylianakis, J. M.; Tscharntke, T.; Lewis, O. T. Habitat modification alters the structure of tropical host–parasitoid food webs. *Nature* 2007, 445(7124), 202–205; DOI 10.1038/nature05429.
- Wan, P.; Xu, D.; Cong, S.; Jiang, Y.; Huang, Y.; Wang, J.; Wu, H.; Wang, L.; Wu, K.; Carrière, Y.; Mathias, A.; Li, X.; Tabashnik, B. E. Hybridizing transgenic Bt cotton with non-Bt cotton counters resistance in pink bollworm. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 2017, 114, 5413–5418; DOI 10.1073/pnas.1700396114.
- Waquil, J. M.; W. J. R. Matrângolo. Ocorrência de *Paramixia carmelitana* (Hemiptera. Miridae) causando dano em sorgo. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* 1990, 20, 457.

CONCLUSÕES GERAIS

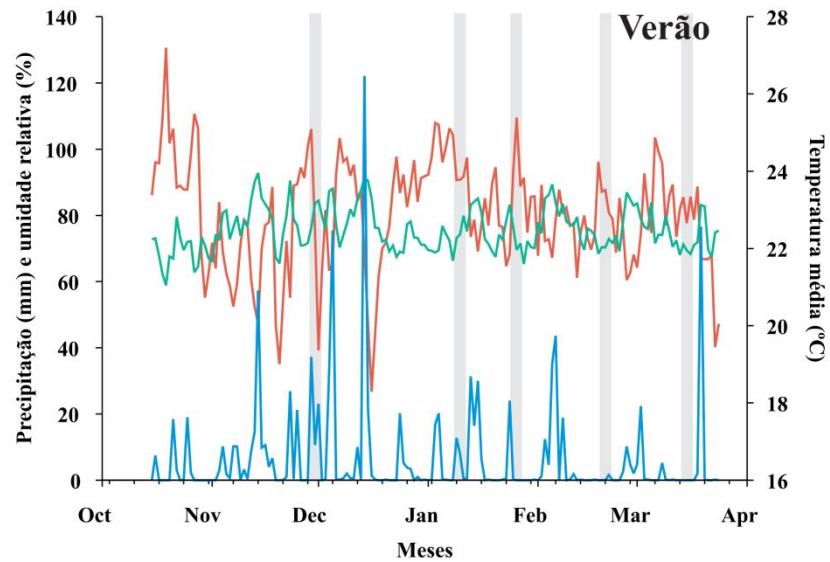
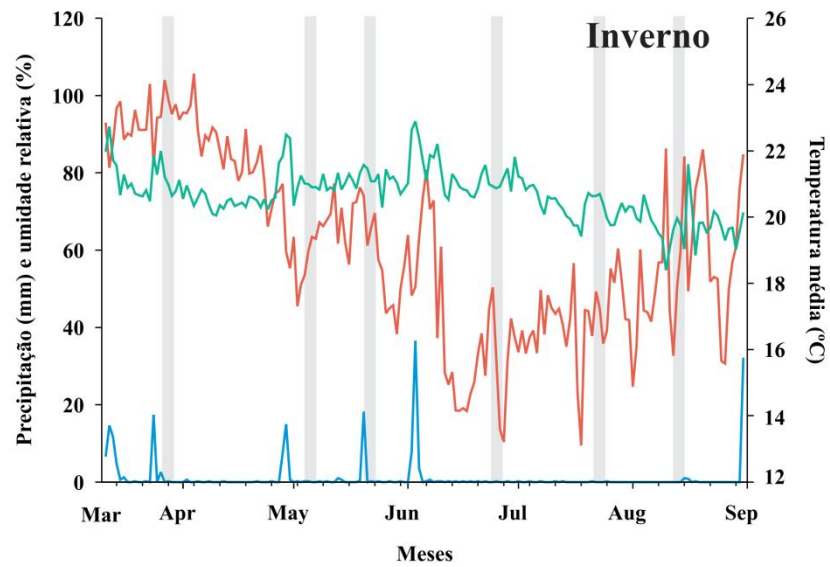
Os impactos na biodiversidade causados pela intensificação agrícola e grande adoção de culturas expressando toxinas de *Bacillus thuringiensis* (Bt) vem sendo examinados há vários anos. A grande preocupação se concentra em espécies de níveis tróficos superiores não alvo de tais toxinas. Estudos abrangendo o movimento das toxinas através de redes tróficas singulares foram desenvolvidos, entretanto efeitos indiretos ocasionados em redes tróficas de comunidades de artrópodes ainda não foram.

Este é o primeiro estudo que examina os efeitos de milho Bt na comunidade de artrópodes por meio de redes tróficas, incluindo a investigação se há efeito de bordadura do refúgio nos campos adjacentes de cultivo Bt. Foi demonstrado que o genótipo de milho que expressa toxinas Bt não altera a composição e a complexidade das redes tróficas. Igualmente, nenhum efeito de bordadura foi produzido pelo refúgio, mantendo-se inalteradas as redes tróficas com as distâncias para os campos adjacentes de Bt.

A distinção entre estações de cultivo ocorreu em ambos experimentos mostrando consistência e indicando que as respostas dos artrópodes às estações de cultivo determinaram quais espécies colonizaram e estruturaram as redes tróficas em cada período.

Contudo, como o milho Bt não impôs redução nas populações de pragas-alvo, o impacto desta tecnologia na comunidade de artrópodes foi minimizado e a incidência relativamente uniforme de artrópodes entre as áreas Bt e não Bt sugere que a estratégia de “alta dose/refúgio” pode não estar tendo o efeito desejado demandando maior atenção sobre sua adoção e impacto.

ANEXOS



Anexo 1. Elementos do clima: precipitação (em azul), umidade relativa (em verde) e temperatura média (em vermelho) para as estações de inverno e verão. As faixas em cinza claro representam as datas de coleta. Dados de temperatura e umidade relativa foram obtidos do Instituto Nacional de Meteorologia (Inmet), estação automática de Florestal - A535 e dados de precipitação foram obtidos na estação pluviométrica do Campus UFV Florestal.

Anexo 2. Média da massa corporal (*M*; mg); abundância numérica média (*N*; indivíduos. m⁻² de cultura) e categoria de conectividade de artrópodes registrados em genótipos de milho na cultura de inverno (continua).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de inverno											
					Milho não-BT						Milho BT					
					Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3		Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3	
					N	B	N	B	N	B	N	B	N	B	N	B
Produtor																
1	<i>Zea mays</i>				6,67	657,50	6,67	596,77	6,67	553,37	6,67	660,06	6,67	570,96	6,67	563,90
Herbívoros																
2	<i>Agallia albidula</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,865	1,000	0,865	0,333	0,288	-	-	0,333	0,288	0,444	0,385	0,222	0,192
3	<i>Apis mellifera</i>	Hymenoptera	Polinizador	39,783	1,667	66,306	-	-	0,333	13,261	0,778	30,943	-	-	2,111	83,987
4	<i>Astylus variegatus</i>	Coleoptera	Herbívoro	17,518	-	-	-	-	0,222	3,893	0,111	1,946	-	-	1,778	31,143
5	<i>Caenodelphax teapae</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,341	-	-	1,556	0,530	-	-	0,111	0,038	0,778	0,265	0,333	0,114
6	<i>Chaetocnema sp</i>	Coleoptera	Herbívoro	0,313	0,222	0,070	0,111	0,035	-	-	0,444	0,139	0,111	0,035	-	-
7	<i>Creontiades rubrinervis</i>	Hemiptera	Herbívoro	5,947	0,889	5,286	0,778	4,626	0,444	2,643	2,444	14,538	0,333	1,982	0,444	2,643
8	<i>Dalbulus maidis</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,583	31,889	18,582	34,778	20,265	23,000	13,402	19,556	11,395	25,333	14,762	30,444	17,740
9	<i>Deois flavopicta</i>	Hemiptera	Herbívoro	42,545	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
10	<i>Diabrotica speciosa</i>	Coleoptera	Herbívoro	4,488	1,111	4,986	0,778	3,490	2,333	10,471	0,222	0,997	0,333	1,496	0,333	1,496
11	<i>Dolichomiris linearis</i>	Hemiptera	Herbívoro	2,337	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
12	<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	Lepidoptera	Herbívoro	0,433	0,333	0,144	0,111	0,048	0,444	0,193	0,222	0,096	0,667	0,289	0,222	0,096
13	<i>Empoasca sp</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,219	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
14	<i>Euxesta eluta</i>	Diptera	Herbívoro	0,983	56,111	55,180	109,889	108,065	145,556	143,139	96,111	94,516	32,222	31,687	65,889	64,795
15	<i>Ferrariana trivittata</i>	Hemiptera	Herbívoro	3,602	0,333	1,201	0,778	2,802	0,222	0,801	-	-	0,222	0,801	0,111	0,400
16	<i>Frankliniella schultzei</i>	Thysanoptera	Herbívoro	0,009	0,222	0,002	0,111	0,001	1,444	0,013	-	-	1,000	0,009	-	-
17	<i>Frankliniella williamsi</i>	Thysanoptera	Herbívoro	0,008	2,556	0,019	1,667	0,013	2,333	0,018	2,111	0,016	2,222	0,017	3,111	0,024
18	<i>Haplothrips gowdeyi</i>	Thysanoptera	Herbívoro	0,014	0,889	0,012	2,778	0,038	0,222	0,003	0,556	0,008	0,778	0,011	1,667	0,023
19	<i>Lagria villosa</i>	Coleoptera	Herbívoro	47,238	4,667	220,443	8,333	393,648	5,556	262,432	1,778	83,978	7,556	356,907	1,556	73,481
20	<i>Leptoglossus zonatus</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,158	0,556	0,088	0,222	0,035	0,222	0,035	3,000	0,475	2,667	0,422	0,444	0,070
21	<i>Neomegalotomus parvus</i>	Hemiptera	Herbívoro	5,023	0,222	1,116	0,222	1,116	0,111	0,558	0,222	1,116	0,333	1,674	0,222	1,116
22	<i>Nysius simulans</i>	Hemiptera	Herbívoro	2,237	-	-	0,111	0,249	-	-	0,111	0,249	0,667	1,491	-	-
23	<i>Parallaxis donaldsoni</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,174	-	-	-	-	-	-	0,889	0,154	0,333	0,058	0,333	0,058
24	<i>Peregrinus maidis</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,789	1,444	1,139	1,333	1,051	8,111	6,396	0,778	0,613	0,889	0,701	11,556	9,112
25	<i>Planicephalus flavicosta</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,931	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
26	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,122	238,111	29,145	111,778	13,682	510,111	62,438	463,778	56,766	241,667	29,580	180,222	22,059
27	<i>Sericophanes ornatus</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,583	0,111	0,065	0,778	0,454	0,667	0,389	3,000	1,750	2,889	1,685	1,667	0,972
28	<i>Sogatella kolophon</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,247	0,889	0,219	0,889	0,219	0,778	0,192	1,000	0,247	0,556	0,137	1,222	0,301
29	<i>Sogatella molina</i>	Hemiptera	Herbívoro	0,238	0,111	0,026	0,667	0,159	0,333	0,079	0,111	0,026	0,778	0,185	0,556	0,132

Anexo 2. Média da massa corporal (*M*; mg); abundância numérica média (*N*; indivíduos. m⁻² de cultura) e categoria de conectividade de artrópodes registrados em genótipos de milho na cultura de inverno (continuação).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de inverno											
					Milho não-BT						Milho BT					
					Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3		Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3	
					N	B	N	B	N	B	N	B	N	B	N	B
30	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lepidoptera	Herbívoro	14,274	9,778	139,572	11,111	158,604	15,556	222,046	2,778	39,651	10,444	149,088	5,333	76,130
31	<i>Stirellus picinus</i>	Hemiptera	Herbívoro	1,162	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
32	<i>Thrypticus sp</i>	Diptera	Herbívoro	0,123	0,222	0,027	1,111	0,137	0,222	0,027	0,667	0,082	0,333	0,041	0,556	0,069
Predadores e Parasitoídeos																
33	<i>Allograpta sp</i>	Diptera	Predador	3,443	0,222	0,765	0,222	0,765	0,889	3,060	0,444	1,530	0,333	1,148	0,556	1,913
34	<i>Anagrus breviphragma</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,002	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
35	<i>Anthicus sp</i>	Coleoptera	Predador	0,302	0,889	0,268	0,222	0,067	-	-	0,889	0,268	1,556	0,470	0,889	0,268
36	<i>Aphidius colemani</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,172	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
37	<i>Archytas sp</i>	Diptera	Predador	0,396	0,556	0,220	0,444	0,176	0,222	0,088	0,222	0,088	0,889	0,352	0,222	0,088
38	<i>Chelonus insularis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	3,132	0,222	0,696	-	-	0,111	0,348	-	-	0,889	2,784	0,111	0,348
39	<i>Chrysoperla externa</i>	Neuroptera	Predador	1,447	7,556	10,933	4,000	5,788	3,667	5,306	5,000	7,235	4,889	7,074	2,111	3,055
40	<i>Cirrospilus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,057	1,778	0,101	0,333	0,019	0,111	0,006	1,556	0,089	0,333	0,019	2,556	0,145
41	<i>Closterocerus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,005	0,333	0,002	-	-	0,222	0,001	0,111	0,001	0,222	0,001	0,222	0,001
42	<i>Condylostylus sp</i>	Diptera	Predador	0,467	0,333	0,156	0,111	0,052	0,111	0,052	0,556	0,259	0,333	0,156	0,222	0,104
43	<i>Diaretiella rapae</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,036	0,222	0,008	-	-	-	-	0,333	0,012	-	-	0,222	0,008
44	<i>Eiphosoma vitticole</i>	Hymenoptera	Parasitoide	2,087	0,111	0,232	-	-	0,111	0,232	-	-	-	-	0,333	0,696
45	<i>Elaphropeza sp</i>	Diptera	Predador	0,117	0,667	0,078	1,889	0,222	2,111	0,248	1,333	0,156	1,222	0,143	1,556	0,182
46	<i>Eumicrosoma sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,022	1,111	0,025	0,667	0,015	0,111	0,002	0,111	0,002	0,111	0,002	0,667	0,015
47	<i>Euplectrus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,030	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
48	<i>Gonatocerus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,061	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
49	<i>Nasonia vitripennis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,141	1,667	0,235	0,222	0,031	0,333	0,047	1,444	0,204	0,111	0,016	0,778	0,110
50	<i>Oligosita sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,003	6,111	0,020	2,556	0,008	3,444	0,011	3,000	0,010	4,444	0,015	6,222	0,021
51	<i>Palmistichus elaeisis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,069	0,111	0,008	0,111	0,008	-	-	0,111	0,008	0,111	0,008	0,556	0,038
52	<i>Stomatothrips rotundus</i>	Thysanoptera	Predador	0,040	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
53	<i>Telenomus remus</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,004	0,222	0,001	0,555	0,002	0,222	0,001	-	-	0,666	0,003	0,667	0,003
54	<i>Tetrastichus howardi</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,035	6,222	0,219	0,778	0,027	1,111	0,039	3,222	0,113	1,000	0,035	2,667	0,094
55	<i>Trichogramma pretiosum</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,005	2,111	0,011	1,889	0,009	0,333	0,002	0,889	0,004	0,777	0,004	0,666	0,003
56	<i>Alloxysta fuscicornis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,058	-	-	0,222	0,013	0,333	0,019	0,111	0,006	-	-	0,111	0,006
57	<i>Alpaida trispinosa</i>	Araneae	Predador	1,459	0,889	1,297	0,111	0,162	0,111	0,162	-	-	0,444	0,648	1,000	1,459
58	<i>Cheiracanthium inclusum</i>	Araneae	Predador	10,495	-	-	0,667	6,997	0,667	6,997	0,778	8,163	0,111	1,166	0,667	6,997
59	<i>Cycloneda sanguinea</i>	Coleoptera	Predador	13,465	1,444	19,450	0,778	10,473	-	-	1,444	19,450	0,778	10,473	0,222	2,992

Anexo 2. Média da massa corporal (*M*; mg); abundância numérica média (*N*; indivíduos. m⁻² de cultura) e categoria de conectividade de artrópodes registrados em genótipos de milho na cultura de inverno (conclusão).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de inverno											
					Milho não-BT						Milho BT					
					Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3		Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3	
					N	B	N	B	N	B	N	B	N	B	N	B
60	<i>Diomus sp</i>	Coleoptera	Predador	0,61	1,333	0,813	1,666	1,016	3,444	2,100	1,000	0,610	1,667	1,016	2,889	1,762
61	<i>Doru luteipes</i>	Dermaptera	Predador	11,596	5,444	63,131	0,667	7,730	4,667	54,112	3,333	38,652	0,667	7,730	12,000	139,146
62	<i>Geocoris uliginosus</i>	Hemiptera	Predador	2,565	1,667	4,275	0,333	0,855	0,667	1,710	0,444	1,140	0,333	0,855	0,889	2,280
63	<i>Hyperaspis festiva</i>	Coleoptera	Predador	2,119	4,000	8,476	1,667	3,532	1,333	2,825	0,667	1,413	1,000	2,119	1,111	2,355
64	<i>Larinia directa</i>	Araneae	Predador	5,671	-	-	0,222	1,260	-	-	-	-	0,778	4,411	0,889	5,041
65	<i>Leptotrachelus sp</i>	Coleoptera	Predador	4,931	2,222	10,957	-	-	0,667	3,287	1,333	6,574	1,333	6,574	0,667	3,287
66	<i>Misumenops maculissparsus</i>	Araneae	Predador	1,381	0,111	0,153	0,778	1,074	-	-	0,111	0,153	0,111	0,153	0,222	0,307
67	<i>Nabis capsiformis</i>	Hemiptera	Predador	2,214	0,222	0,492	0,111	0,246	0,667	1,476	0,111	0,246	-	-	0,444	0,984
68	<i>Ocrepeira sp</i>	Araneae	Predador	0,566	0,555	0,314	1,000	0,566	1,111	0,629	2,000	1,132	1,444	0,817	1,555	0,880
69	<i>Orius insidiosus</i>	Hemiptera	Predador	0,108	11,000	1,186	22,111	2,384	21,222	2,288	11,000	1,186	16,889	1,821	18,000	1,940
70	<i>Polybia occidentalis</i>	Hymenoptera	Predador	14,856	0,111	1,651	0,778	11,555	0,444	6,603	-	-	0,111	1,651	0,333	4,952
71	<i>Thwaitesia sp</i>	Araneae	Predador	1,728	0,444	0,768	0,889	1,536	1,444	2,496	2,667	4,607	0,778	1,344	1,222	2,112
72	<i>Trimorus sp</i>	Hymenoptera	Predador	0,007	1,778	0,012	0,889	0,006	0,222	0,002	0,222	0,002	0,222	0,002	0,111	0,001
73	<i>Oxyopes salticus</i>	Araneae	Predador	7,964	3,333	26,546	1,111	8,849	1,333	10,619	0,111	0,885	2,333	18,582	0,778	6,194
Detritívoros																
74	<i>Carpophilus dimidiatus</i>	Coleoptera	Detritívoro	3,545	-	-	1,333	4,727	2,000	7,090	-	-	0,667	2,363	-	-
75	<i>Carpophilus hemipterus</i>	Coleoptera	Detritívoro	3,811	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
76	<i>Elachiptera sp</i>	Diptera	Detritívoro	0,134	4,000	0,537	5,444	0,731	3,000	0,403	2,222	0,298	2,556	0,343	5,444	0,731
77	<i>Hippelates sp</i>	Diptera	Detritívoro	0,073	7,222	0,527	9,667	0,706	7,222	0,527	5,111	0,373	8,111	0,592	9,778	0,714
78	<i>Incertella sp</i>	Diptera	Detritívoro	0,144	2,333	0,337	3,000	0,433	2,333	0,337	2,556	0,369	1,778	0,257	3,000	0,433
79	<i>Lachesilla sp</i>	Psocoptera	Detritívoro	0,100	45,333	4,551	25,222	2,532	68,778	6,905	38,778	3,893	41,889	4,206	39,444	3,960
80	<i>Leiodidae spl</i>	Coleoptera	Detritívoro	0,435	2,111	0,918	1,556	0,676	1,667	0,725	1,778	0,773	0,778	0,338	0,222	0,097
81	<i>Melanophthalma sp</i>	Coleoptera	Detritívoro	0,163	8,111	1,320	6,333	1,031	7,333	1,194	4,667	0,760	4,667	0,760	4,778	0,778
82	<i>Pseudosinella sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0,006	5,556	0,036	1,556	0,010	1,111	0,007	1,667	0,011	4,111	0,026	1,556	0,010
83	<i>Salina sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0,030	1,222	0,037	2,222	0,067	-	-	0,222	0,007	0,667	0,020	-	-
84	<i>Seira sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0,025	0,667	0,017	3,222	0,081	1,111	0,028	0,667	0,017	4,778	0,120	0,222	0,006
85	<i>Sthenaridae carmelitana</i>	Hemiptera	Detritívoro	0,521	29,222	15,236	13,222	6,894	5,444	2,839	28,778	15,005	8,222	4,287	7,778	4,055
86	<i>Urophorus humeralis</i>	Coleoptera	Detritívoro	3,123	2,778	8,676	3,333	10,411	4,000	12,494	5,333	16,658	1,333	4,165	1,333	4,165

Anexo 3. Média da massa corporal (*M*; mg); abundância numérica média (*N*; indivíduos. m⁻² de cultura) e categoria de conectividade de artrópodes registrados em genótipos de milho na cultura de verão (continua).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de verão											
					Milho não-BT						Milho BT					
					Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3		Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3	
					N	B	N	B	N	B	N	B	N	B	N	B
Produtor																
1	<i>Zea mays</i>				6,67	352,71	6,67	370,68	6,67	697,42	6,67	362,66	6,67	409,71	6,67	650,44
Herbívoros																
2	<i>Agallia albidula</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,865	-	-	0,444	0,385	-	-	0,111	0,096	0,889	0,769	0,889	0,769
3	<i>Apis mellifera</i>	Hymenoptera	Polinizador	39,783	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
4	<i>Astylus variegatus</i>	Coleoptera	Herbívoros	17,518	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
5	<i>Caenodelphax teapae</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,341	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
6	<i>Chaetocnema sp</i>	Coleoptera	Herbívoros	0,313	0,222	0,070	0,444	0,139	0,333	0,104	0,111	0,035	0,556	0,174	0,222	0,070
7	<i>Creontiades rubrinervis</i>	Hemiptera	Herbívoros	5,947	0,667	3,965	0,222	1,322	0,111	0,661	0,444	2,643	0,444	2,643	0,222	1,322
8	<i>Dalbulus maidis</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,583	5,222	3,043	4,111	2,396	1,000	0,583	7,778	4,532	4,778	2,784	3,667	2,137
9	<i>Deois flavopicta</i>	Hemiptera	Herbívoros	42,545	-	-	0,111	4,727	0,111	4,727	0,333	14,182	0,889	37,818	0,556	23,636
10	<i>Diabrotica speciosa</i>	Coleoptera	Herbívoros	4,488	1,111	4,986	0,889	3,989	0,444	1,995	0,889	3,989	1,667	7,480	0,667	2,992
11	<i>Dolichomiris linearis</i>	Hemiptera	Herbívoros	2,337	0,111	0,260	0,111	0,260	-	-	0,333	0,779	0,111	0,260	1,111	2,596
12	<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	Lepidoptera	Herbívoros	0,433	0,333	0,144	0,333	0,144	-	-	0,333	0,144	0,111	0,048	0,111	0,048
13	<i>Empoasca sp</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,219	-	-	-	-	0,667	0,146	1,778	0,390	0,556	0,122	0,111	0,024
14	<i>Euxesta eluta</i>	Diptera	Herbívoros	0,983	1,889	1,858	16,333	16,062	1,111	1,093	17,444	17,155	10,889	10,708	3,111	3,059
15	<i>Ferrariana trivittata</i>	Hemiptera	Herbívoros	3,602	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
16	<i>Frankliniella schultzei</i>	Thysanoptera	Herbívoros	0,009	0,222	0,002	0,333	0,003	0,333	0,003	2,444	0,021	0,556	0,005	2,111	0,018
17	<i>Frankliniella williamsi</i>	Thysanoptera	Herbívoros	0,008	1,111	0,008	0,667	0,005	1,222	0,009	3,444	0,026	3,556	0,027	3,556	0,027
18	<i>Haplothrips gowdeyi</i>	Thysanoptera	Herbívoros	0,014	0,556	0,008	1,000	0,014	-	-	0,222	0,003	0,333	0,005	0,889	0,012
19	<i>Lagria villosa</i>	Coleoptera	Herbívoros	47,238	0,111	5,249	0,778	36,740	1,667	78,730	0,222	10,497	1,000	47,238	0,889	41,989
20	<i>Leptoglossus zonatus</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,158	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
21	<i>Neomegalotomus parvus</i>	Hemiptera	Herbívoros	5,023	0,111	0,558	0,111	0,558	-	-	0,111	0,558	0,111	0,558	0,556	2,791
22	<i>Nysius simulans</i>	Hemiptera	Herbívoros	2,237	0,111	0,249	1,111	2,486	-	-	0,222	0,497	-	-	-	-
23	<i>Parallaxis donaldsoni</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,174	0,111	0,019	0,333	0,058	-	-	0,333	0,058	0,111	0,019	-	-
24	<i>Peregrinus maidis</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,789	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
25	<i>Planicephalus flavicosta</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,931	0,778	0,724	0,222	0,207	-	-	1,444	1,345	0,889	0,828	0,556	0,517
26	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,122	178,111	21,801	101,889	12,471	107,889	13,206	173,556	21,243	130,667	15,994	82,333	10,078
27	<i>Sericophanes ornatus</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,583	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
28	<i>Sogatella kolophon</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,247	0,111	0,027	1,111	0,274	0,778	0,192	0,222	0,055	0,778	0,192	0,556	0,137
29	<i>Sogatella molina</i>	Hemiptera	Herbívoros	0,238	0,556	0,132	1,778	0,423	0,556	0,132	0,778	0,185	0,444	0,106	0,778	0,185

Anexo 3. Média da massa corporal (*M*; mg); abundância numérica média (*N*; indivíduos. m⁻² de cultura) e categoria de conectividade de artrópodes registrados em genótipos de milho na cultura de verão (continuação).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de verão											
					Milho não-BT						Milho BT					
					Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3		Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3	
					N	B	N	B	N	B	N	B	N	B	N	B
30	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lepidoptera	Herbívoro	14,274	7,111	101,507	3,444	49,167	10,111	144,330	4,667	66,614	4,000	57,098	3,444	49,167
31	<i>Stirellus picinus</i>	Hemiptera	Herbívoro	1,162	0,111	0,129	-	-	-	-	0,444	0,516	0,556	0,646	0,111	0,129
32	<i>Thrypticus sp</i>	Diptera	Herbívoro	0,123	3,333	0,411	1,444	0,178	1,444	0,178	0,889	0,110	0,889	0,110	0,667	0,082
Predadores e Parasitoides																
33	<i>Allograpta sp</i>	Diptera	Predador	3,443	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
34	<i>Anagrus breviphragma</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,002	0,444	0,001	0,222	-	0,222	-	1,000	0,002	0,222	-	0,111	-
35	<i>Anthicus sp</i>	Coleoptera	Predador	0,302	-	-	0,111	0,034	0,444	0,134	0,444	0,134	-	-	0,333	0,101
36	<i>Aphidius colemani</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,172	0,111	0,019	0,222	0,038	-	-	0,111	0,019	0,111	0,019	0,222	0,038
37	<i>Archytas sp</i>	Diptera	Predador	0,396	0,111	0,044	-	-	0,222	0,088	-	-	0,333	0,132	0,222	0,088
38	<i>Chelonus insularis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	3,132	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
39	<i>Chrysoperla externa</i>	Neuroptera	Predador	1,447	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
40	<i>Cirrospilus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,057	0,222	0,013	0,778	0,044	0,111	0,006	0,222	0,013	0,222	0,013	0,667	0,038
41	<i>Closterocerus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,005	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
42	<i>Condylostylus sp</i>	Diptera	Predador	0,467	0,889	0,415	0,778	0,363	0,889	0,415	0,667	0,311	0,111	0,052	0,222	0,104
43	<i>Diaretiella rapae</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,036	0,111	0,004	0,222	0,008	-	-	0,444	0,016	0,222	0,008	0,889	0,032
44	<i>Eiphosoma vitticole</i>	Hymenoptera	Parasitoide	2,087	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
45	<i>Elaphropeza sp</i>	Diptera	Predador	0,117	1,556	0,182	1,222	0,143	0,667	0,078	1,111	0,130	1,333	0,156	1,000	0,117
46	<i>Eumicrosoma sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,022	0,333	0,007	0,333	0,007	0,222	0,005	0,556	0,012	0,222	0,005	0,667	0,015
47	<i>Euplectrus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,030	-	-	0,222	0,007	0,111	0,003	0,333	0,010	0,333	0,010	-	-
48	<i>Gonatocerus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,061	4,000	0,246	-	-	2,000	0,123	3,444	0,211	-	-	-	-
49	<i>Nasonia vitripennis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,141	0,111	0,016	0,111	0,016	0,333	0,047	-	-	0,222	0,031	0,111	0,016
50	<i>Oligosita sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,003	0,889	0,003	1,222	0,004	1,000	0,003	1,889	0,006	0,778	0,003	0,667	0,002
51	<i>Palmistichus elaeisis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,069	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
52	<i>Stomatothrips rotundus</i>	Thysanoptera	Predador	0,040	-	-	-	-	0,111	0,004	0,556	0,022	-	-	0,222	0,009
53	<i>Telenomus remus</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,004	0,111	-	0,444	0,002	0,222	0,001	0,444	0,002	0,222	0,001	0,222	0,001
54	<i>Tetrastichus howardi</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,035	0,222	0,008	0,111	0,004	0,667	0,023	0,444	0,016	0,111	0,004	0,111	0,004
55	<i>Trichogramma pretiosum</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,005	0,444	0,002	-	-	0,333	0,002	0,556	0,003	0,333	0,002	0,555	0,003
56	<i>Alloxysta fuscicornis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0,058	0,444	0,026	0,444	0,026	0,556	0,032	0,111	0,006	1,000	0,058	0,778	0,045
57	<i>Alpaida trispinosa</i>	Araneae	Predador	1,459	0,111	0,162	0,333	0,486	-	-	0,111	0,162	0,222	0,324	0,222	0,324
58	<i>Cheiracanthium inclusum</i>	Araneae	Predador	10,495	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
59	<i>Cycloneda sanguinea</i>	Coleoptera	Predador	13,465	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Anexo 3. Média da massa corporal (*M*; mg); abundância numérica média (*N*; indivíduos. m⁻² de cultura) e categoria de conectividade de artrópodes registrados em genótipos de milho na cultura de verão (conclusão).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de verão											
					Milho não-BT						Milho BT					
					Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3		Bloco 1		Bloco 2		Bloco 3	
					N	B	N	B	N	B	N	B	N	B	N	B
60	<i>Diomus sp</i>	Coleoptera	Predador	0,61	3,000	1,83	1,889	1,152	0,666	0,406	1,555	0,948	2,000	1,22	1,667	1,017
61	<i>Doru luteipes</i>	Dermaptera	Predador	11,596	56,444	654,502	66,778	774,322	94,111	1091,265	40,778	472,839	42,333	490,876	87,000	1008,809
62	<i>Geocoris uliginosus</i>	Hemiptera	Predador	2,565	1,000	2,565	0,111	0,285	0,111	0,285	0,111	0,285	0,667	1,710	0,444	1,140
63	<i>Hyperaspis festiva</i>	Coleoptera	Predador	2,119	1,111	2,355	1,111	2,355	0,333	0,706	2,667	5,651	1,111	2,355	0,111	0,235
64	<i>Larinia directa</i>	Araneae	Predador	5,671	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
65	<i>Leptotrachelus sp</i>	Coleoptera	Predador	4,931	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
66	<i>Misumenops maculissparsus</i>	Araneae	Predador	1,381	0,444	0,614	0,444	0,614	0,111	0,153	0,556	0,767	0,667	0,921	1,111	1,534
67	<i>Nabis capsiformis</i>	Hemiptera	Predador	2,214	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
68	<i>Ocrepeira sp</i>	Araneae	Predador	0,566	0,778	0,440	1,444	0,818	0,222	0,126	1,778	1,006	0,444	0,252	0,667	0,377
69	<i>Orius insidiosus</i>	Hemiptera	Predador	0,108	1,444	0,156	2,111	0,228	2,000	0,216	0,444	0,048	1,333	0,144	0,778	0,084
70	<i>Polybia occidentalis</i>	Hymenoptera	Predador	14,856	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
71	<i>Thwaitesia sp</i>	Araneae	Predador	1,728	0,667	1,152	-	-	-	-	-	-	0,111	0,192	-	-
72	<i>Trimorus sp</i>	Hymenoptera	Predador	0,007	0,889	0,006	0,111	0,001	0,111	0,001	0,556	0,004	0,222	0,002	0,444	0,003
73	<i>Oxyopes salticus</i>	Araneae	Predador	7,964	1,333	10,619	0,222	1,770	1,000	7,964	0,556	4,424	0,778	6,194	1,889	15,043
Detritívoros																
74	<i>Carpophilus dimidiatus</i>	Coleoptera	Detritívoro	3,545	0,111	0,394	-	-	-	-	-	-	-	-	0,111	0,394
75	<i>Carpophilus hemipterus</i>	Coleoptera	Detritívoro	3,811	1,444	5,505	1,444	5,505	-	-	0,667	2,541	0,667	2,541	-	-
76	<i>Elachiptera sp</i>	Diptera	Detritívoro	0,134	0,889	0,119	1,444	0,194	2,222	0,298	0,889	0,119	1,000	0,134	2,222	0,298
77	<i>Hippelates sp</i>	Diptera	Detritívoro	0,073	13,111	0,957	18,778	1,371	13,444	0,981	22,111	1,614	18,444	1,346	39,333	2,871
78	<i>Incertella sp</i>	Diptera	Detritívoro	0,144	0,111	0,016	0,444	0,064	0,667	0,096	0,778	0,112	0,444	0,064	1,111	0,160
79	<i>Lachesilla sp</i>	Psocoptera	Detritívoro	0,100	4,444	0,446	1,000	0,100	0,556	0,056	2,667	0,268	2,556	0,257	0,556	0,056
80	<i>Leiodidae spl</i>	Coleoptera	Detritívoro	0,435	1,222	0,531	1,444	0,628	0,556	0,242	0,667	0,290	1,556	0,676	2,444	1,063
81	<i>Melanophthalma sp</i>	Coleoptera	Detritívoro	0,163	5,444	0,886	3,667	0,597	2,222	0,362	5,556	0,904	2,778	0,452	4,222	0,687
82	<i>Pseudosinella sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0,006	16,111	0,103	1,444	0,009	2,667	0,017	0,333	0,002	2,000	0,013	0,667	0,004
83	<i>Salina sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0,030	0,222	0,007	0,222	0,007	1,667	0,050	0,111	0,003	0,222	0,007	1,222	0,037
84	<i>Seira sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0,025	4,556	0,114	8,667	0,218	2,778	0,070	18,333	0,460	5,000	0,126	6,778	0,170
85	<i>Sthenaridae carmelitana</i>	Hemiptera	Detritívoro	0,521	0,111	0,058	0,444	0,232	0,778	0,406	1,000	0,521	0,889	0,463	1,333	0,695
86	<i>Urophorus humeralis</i>	Coleoptera	Detritívoro	3,123	-	-	-	-	4,778	14,923	0,667	2,082	-	-	-	-

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continua).

Recurso	Consumidor
<i>Detritos</i>	<i>Carpophilus dimidiatus</i>
<i>Detritos</i>	<i>Carpophilus hemipterus</i>
<i>Detritos</i>	<i>Elachiptera sp</i>
<i>Detritos</i>	<i>Hippelates sp</i>
<i>Detritos</i>	<i>Incertella sp</i>
<i>Detritos</i>	<i>Lachesilla sp</i>
<i>Detritos</i>	<i>Leiodidae sp1</i>
<i>Detritos</i>	<i>Melanophthalma sp</i>
<i>Detritos</i>	<i>Pseudosinella sp</i>
<i>Detritos</i>	<i>Salina sp</i>
<i>Detritos</i>	<i>Seira sp</i>
<i>Detritos</i>	<i>Sthenaridae carmelitana</i>
<i>Detritos</i>	<i>Urophorus humeralis</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Agallia albidula</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Astylus variegatus</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Caenodelphax teapae</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Chaetocnema sp</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Creontiades rubrinervis</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Dalbulus maidis</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Deois flavopicta</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Diabrotica speciosa</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Dolichomiris linearis</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Elasmopalpus lignosellus</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Empoasca sp</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Euxesta eluta</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Ferrariana trivittata</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Frankliniella schultzei</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Frankliniella williamsi</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Haplothrips gowdeyi</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Lagria villosa</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Leptoglossus zonatus</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Neomegalotomus parvus</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Nysius simulans</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Parallaxis donaldsoni</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Peregrinus maidis</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Planicephalus flavicosta</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Rhopalosiphum maidis</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Sericophanes ornatus</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Sogatella kolophon</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Sogatella molina</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Stirellus picinus</i>
<i>Zea mays</i>	<i>Thrypticus sp</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Allograpta spp</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Lagria villosa</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Melanophthalma sp</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Allograpta spp</i>
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Alloxysta fuscicornis</i>
<i>Diaretiella rapae</i>	<i>Alloxysta fuscicornis</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Allograpta spp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Anthicus sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Archytas sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Chrysoperla externa</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Cirrospilus sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Condylostylus sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Creontiades rubrinervis</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Diaretiella rapae</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Dolichomiris linearis</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Eiphosoma sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Elaphropeza sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Eumicrosoma sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Hippelates sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Lagria villosa</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Leiodidae sp1</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Leptoglossus zonatus</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Melanophthalma sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Nasonia vitripennis</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Neomegalotomus parvus</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Nysius simulans</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Sericophanes ornatus</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Sthenaridae carmelitana</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Stomatothrips rotundus</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Alpaida trispinosa</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Anagrus breviphragma</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Anthicus sp</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Anthicus sp</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Aphidius colemani</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Creontiades rubrinervis</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Dolichomiris linearis</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Lagria villosa</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Leptoglossus zonatus</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Neomegalotomus parvus</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Nysius simulans</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Sericophanes ornatus</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Sthenaridae carmelitana</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Archytas sp</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Allograpta spp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Anthicus sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Apis mellifera</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Archytas sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Chrysoperla externa</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Condylostylus sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Creontiades rubrinervis</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Diaretiella rapae</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Dolichomiris linearis</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Eiphosoma sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Elaphropeza sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Eumicrosoma sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Lagria villosa</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Leiodidae sp1</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Leptoglossus zonatus</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Melanophthalma sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Nasonia vitripennis</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Neomegalotomus parvus</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Nysius simulans</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Polybia occidentalis</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Sericophanes ornatus</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Sthenaridae carmelitana</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Stomatothrips rotundus</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Cheiracanthium inclusum</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Chelonus insularis</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Chelonus insularis</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Chrysoperla externa</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Chrysoperla externa</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Chrysoperla externa</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Cirrospilus sp</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Closterocerus sp</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Condylostylus sp</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Condylostylus sp</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Condylostylus sp</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Cycloneda sanguinea</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Diaretiella rapae</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Diomus sp</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Diomus sp</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Creontiades rubrinervis</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Dolichomiris linearis</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Lagria villosa</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Leiodidae sp1</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Melanophthalma sp</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Nysius simulans</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Sericophanes ornatus</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Doru luteipes</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Sthenaridae carmelitana</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Doru luteipes</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Eiphosoma sp</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Eiphosoma sp</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Elaphropeza sp</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Elaphropeza sp</i>
<i>Geocoris uliginosus</i>	<i>Eumicrosoma sp</i>
<i>Nysius simulans</i>	<i>Eumicrosoma sp</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Euplectrus sp</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Euplectrus sp</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Geocoris uliginosus</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Gonatocerus sp</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Gonatocerus sp</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Gonatocerus sp</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Gonatocerus sp</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Gonatocerus sp</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Gonatocerus sp</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Gonatocerus sp</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Gonatocerus sp</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Hyperaspis festiva</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Allograpta spp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Anthicus sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Archytas sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Chrysoperla externa</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Condylostylus sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Creontiades rubrinervis</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Larinia directa</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Diaretiella rapae</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Dolichomiris linearis</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Eiphosoma sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Elaphropeza sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Lagria villosa</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Leiodidae sp1</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Leptoglossus zonatus</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Melanophthalma sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Nasonia vitripennis</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Neomegalotomus parvus</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Nysius simulans</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Sericophanes ornatus</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Sthenaridae carmelitana</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Stomatothrips rotundus</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Thwaitesia sp</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Larinia directa</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Lagria villosa</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Leioididae sp1</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Melanophthalma sp</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Leptotrachelus sp</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Allograpta spp</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Anthicus sp</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Archytas sp</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Chrysoperla externa</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Condylostylus sp</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Creontiades rubrinervis</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Diaretiella rapae</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Dolichomiris linearis</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Eiphosoma sp</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Elaphropeza sp</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Misumenops maculisparsus</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Lagria villosa</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Leiodidae sp1</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Leptoglossus zonatus</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Melanophthalma sp</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Nasonia vitripennis</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Neomegalotomus parvus</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Nysius simulans</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Sericophanes ornatus</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Sthenaridae carmelitana</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Stomatothrips rotundus</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Misumenops maculissparsus</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Nabis capsiformis</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Nabis capsiformis</i>
<i>Archytas sp</i>	<i>Nasonia vitripennis</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Allograpta spp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Anthicus sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Archytas sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Chrysoperla externa</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Condylostylus sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Creontiades rubrinervis</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Diaretiella rapae</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Dolichomiris linearis</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Eiphosoma sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Elaphropeza sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Hyperaspis festiva</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Lagria villosa</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Leiodidae sp1</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Leptoglossus zonatus</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Melanophthalma sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Nasonia vitripennis</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Neomegalotomus parvus</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Nysius simulans</i>	<i>Ocrepeira sp</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Sericophanes ornatus</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Sthenaridae carmelitana</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Stomatothrips rotundus</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Ocrepeira sp</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Oligosita sp</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Orius insidiosus</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Allograpta spp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Alloxysta fuscicornis</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Alpaida trispinosa</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Anthicus sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Archytas sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Cheiracanthium inclusum</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Chrysoperla externa</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Condylostylus sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Creontiades rubrinervis</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Cycloneda sanguinea</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Diaretiella rapae</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Diomus sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Dolichomiris linearis</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Doru luteipes</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Elaphropeza sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Geocoris uliginosus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Hyperaspis festiva</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Lagria villosa</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Larinia directa</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Leiodidae sp1</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Leptoglossus zonatus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Leptotrachelus sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Melanophthalma sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Misumenops maculisparsus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Nabis capsiformis</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Nasonia vitripennis</i>	<i>Oxyopes salticus</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Neomegalotomus parvus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Nysius simulans</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Ocrepeira sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Orius insidiosus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Polybia occidentalis</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Sericophanes ornatus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Sthenaridae carmelitana</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Stomatothrips rotundus</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Thwaitesia sp</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Oxyopes salticus</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Palmistichus elaeisis</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Palmistichus elaeisis</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Creontiades rubrinervis</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Lagriavillosa villosa</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Leptoglossus zonatus</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Melanophthalma sp</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Neomegalotomus parvus</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Nysius simulans</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Polybia occidentalis</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (continuação).

Recurso	Consumidor
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Sericophanes ornatus</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Sthenaridae carmelitana</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Polybia occidentalis</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Stomatothrips rotundus</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Stomatothrips rotundus</i>
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Stomatothrips rotundus</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Telenomus remus</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Telenomus remus</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Tetrastichus howardi</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Tetrastichus howardi</i>
<i>Agallia albidula</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Allograpta spp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Anthicus sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Archytas sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Astylus variegatus</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Caenodelphax teapae</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Carpophilus dimidiatus</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Carpophilus hemipterus</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Chaetocnema sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Chrysoperla externa</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Cirrospilus sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Closterocerus sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Condylostylus sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Creontiades rubrinervis</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Dalbulus maidis</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Deois flavopicta</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Diaretiella rapae</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Dolichomiris linearis</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Eiphosoma sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Elachiptera sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Elaphropeza sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Empoasca sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Euxesta eluta</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Ferrariana trivittata</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Frankliniella williamsi</i>	<i>Thwaitesia sp</i>

Anexo 4. Conexões tróficas registradas para os artrópodes amostrados nos genótipos de milho nas duas estações de cultivo (conclusão).

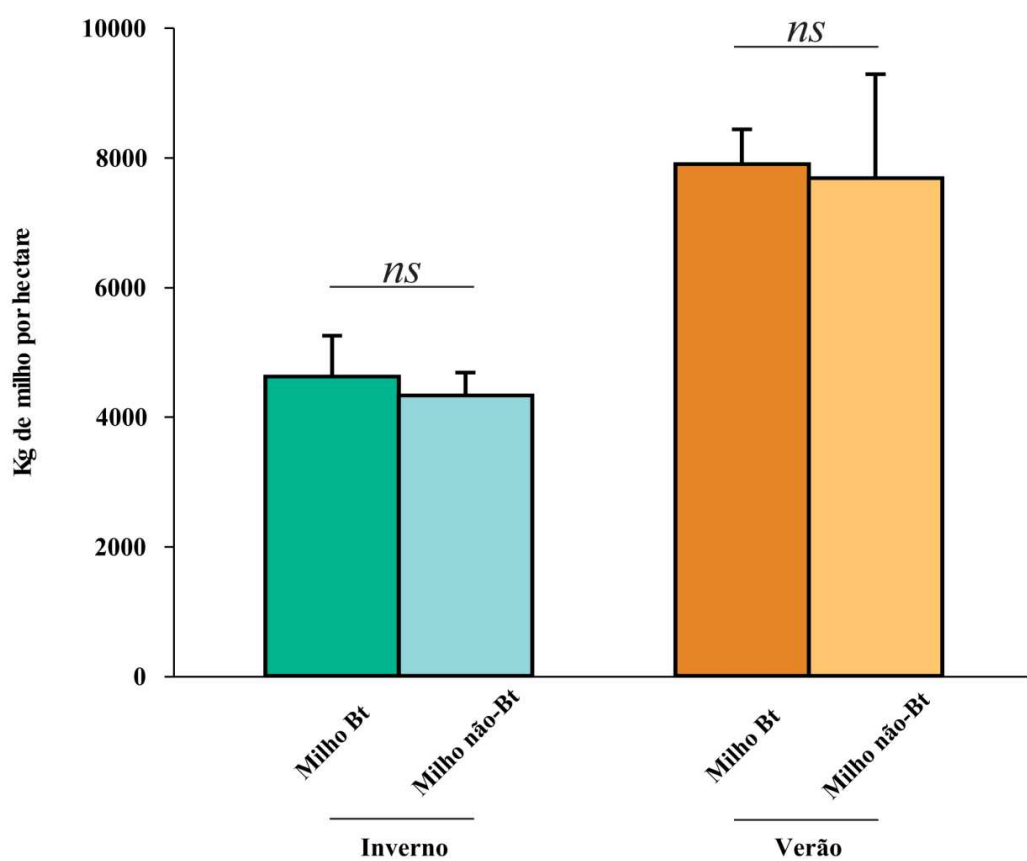
Recurso	Consumidor
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Hippelates sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Incertella sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Lachesilla sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Lagria villosa</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Leiodidae sp1</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Leptoglossus zonatus</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Melanophthalma sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Nasonia vitripennis</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Neomegalotomus parvus</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Nysius simulans</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Parallaxis donaldsoni</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Peregrinus maidis</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Planicephalus flavicosta</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Pseudosinella sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Salina sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Seira sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Sericophanes ornatus</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Sogatella kolophon</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Sogatella molina</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Sthenaridae carmelitana</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Stirellus picinus</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Stomatothrips rotundus</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Thrypticus sp</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Urophorus humeralis</i>	<i>Thwaitesia sp</i>
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Trichogramma pretiosum</i>
<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Trichogramma pretiosum</i>
<i>Leptotrachelus sp</i>	<i>Trimorus sp</i>

Anexo 5. Resultados para ANOVA com medidas repetidas (PROC MIXED, SAS) quanto aos efeitos da interação genótipo, tempo e genótipo*tempo nos valores das médias de N, M e B para cada nível trófico ao longo do estágio fenológico do milho (continua).

Resposta	Nível trófico	Efeito	g.l.	F	p	Modelo	AIC	
Inverno								
N	1	Genótipo	1	0,09	0,77	ANTE(1)	10,6	
		Tempo	5	31,15	0,00			
		Genótipo*tempo	5	0,17	0,96			
	3	Genótipo	1	1,32	0,28	ARH(1)	26,6	
		Tempo	5	130,23	<,0001			
		Genótipo*tempo	5	1,24	0,40			
	4	Genótipo	1	0,03	0,87	ARH(1)	-7,5	
		Tempo	5	18,68	0,00			
		Genótipo*tempo	5	0,91	0,54			
	5	Genótipo	1	0,05	0,84	ARH(1)	-15,2	
		Tempo	5	265,35	<,0001			
		Genótipo*tempo	5	0,71	0,64			
	6	Genótipo	1	1,83	0,24	ARH(1)	-27,5	
		Tempo	5	6,73	0,04			
		Genótipo*tempo	5	0,32	0,88			
	M	2	Genótipo	1	0,01	0,94	ANTE(1)	-47,2
			Tempo	5	46,41	0,00		
			Genótipo*tempo	5	0,58	0,72		
B	1	Genótipo	1	1,09	0,33	ARH(1)	5,9	
		Tempo	5	48,53	0,00			
		Genótipo*tempo	5	0,22	0,94			
	3	Genótipo	1	7,70	0,03	ARH(1)	31,2	
		Tempo	5	35,29	<,0001			
		Genótipo*tempo	5	1,68	0,26			
	4	Genótipo	1	0,21	0,66	ARH(1)	7,3	
		Tempo	5	6,49	0,02			
		Genótipo*tempo	5	0,97	0,50			
	5	Genótipo	1	0,10	0,77	ARH(1)	37,8	
		Tempo	5	15,56	0,00			
		Genótipo*tempo	5	1,76	0,25			
	6	Genótipo	1	1,19	0,33	ANTE(1)	31,9	
		Tempo	5	3,45	0,16			
		Genótipo*tempo	5	0,17	0,96			
	Verão							
	N	1	Genótipo	1	0,00	0,98	ANTE(1)	16,5
			Tempo	4	6,23	0,06		
Genótipo*tempo			4	0,56	0,71			
3		Genótipo	1	0,04	0,85	ARH(1)	24,6	
		Tempo	4	11,38	0,01			
		Genótipo*tempo	4	0,52	0,73			
4		Genótipo	1	0,01	0,92	ARH(1)	-6,3	
		Tempo	4	9,10	0,01			
		Genótipo*tempo	4	0,95	0,50			
5		Genótipo	1	0,89	0,39	ARH(1)	1,4	
		Tempo	4	36,83	<,0001			
		Genótipo*tempo	4	1,07	0,43			
6		Genótipo	1	0,09	0,78	ANTE(1)	-11,5	
		Tempo	4	1,01	0,50			
		Genótipo*tempo	4	0,37	0,81			
M		2	Genótipo	1	0,06	0,82	ARH(1)	-21,7
			Tempo	4	165,02	<,0001		
			Genótipo*tempo	4	1,41	0,29		
B	1	Genótipo	1	0,33	0,58	ARH(1)	27,2	
		Tempo	4	0,25	0,89			

Anexo 5. Resultados para ANOVA com medidas repetidas (PROC MIXED, SAS) quanto aos efeitos da interação genótipo, tempo e genótipo*tempo nos valores das médias de N, M e B para cada nível trófico ao longo do estágio fenológico do milho (conclusão).

Resposta	Nível trófico	Efeito	g.l.	F	p	Modelo	AIC
		Genótipo*tempo	4	0,37	0,82		
	3	Genótipo	1	0,38	0,57	ANTE(1)	21,0
		Tempo	4	11,86	0,04		
		Genótipo*tempo	4	0,48	0,76		
	4	Genótipo	1	0,59	0,48	ARH(1)	-55,5
		Tempo	4	2,25	0,18		
		Genótipo*tempo	4	0,63	0,66		
	5	Genótipo	1	0,70	0,44	ANTE(1)	12,0
		Tempo	4	25,28	0,01		
		Genótipo*tempo	4	0,39	0,81		
	6	Genótipo	1	0,02	0,91	ARH(1)	29,6
		Tempo	4	1,37	0,34		
		Genótipo*tempo	4	0,97	0,48		



Anexo 6. Produção dos genótipos YieldGard VT PRO 3TM e Roundup Ready[®]2 em duas estações de cultivo.

Anexo 7. Listagem dos especialistas em taxonomia que contribuíram para a identificação dos táxons.

Grupo	Taxonomista	Instituição
Araneae	Adalberto J. Santos	Federal University of Minas Gerais (UFMG)
Cicadellidae	Edwin Dominguez	Universidad de Panamá/ Federal University of Vicosa (UFV)
Delphacidae	Luci Boa Nova Coelho/ Elidiomar Ribeiro da Silva	Federal University of Rio de Janeiro (UFRJ)/ Federal University of the State of Rio de Janeiro (UNIRIO)
Miridae e Alydidae	Mayra Carolina Vélez Ruiz	University of Vicosa (UFV)
Collembola	Douglas Zeppelini Filho	University of the State of Pará (UEPA)
Chrysomelidae	Adelita Maria Linzmeier	Federal University of Southern Border (UFFS)
Chloropidae	Paula Raile Riccardi	University of São Paulo (USP)
Dolichopodidae	Renato Soares Capellari	Federal Institute of Education, Science and Technology of the Triângulo Mineiro (IFTM)
Hybotidae	Rafael Freitas Silva	National Institute of Amazonian Research (INPA)
Formicidae	Júlio César Mário Chaul	University of Vicosa (UFV)
Hymenoptera (parasitoides)	Marcelo Mendes Haro	Agricultural Research and Rural Extension Company of Santa Catarina (EPAGRI)
Thysanoptera	Marcelo Mendes Haro	Agricultural Research and Rural Extension Company of Santa Catarina (EPAGRI)
Coccinellidae	Lúcia Massutti de Almeida/ Julissa M. Churata-Salcedo/ Paula Batista dos Santos	Federal University of Paraná (UFPR)
Psocodea	Alberto Moreira da Silva Neto	National Institute of Amazonian Research (INPA)

Anexo 8. Média da massa corporal (M ; mg), abundância numérica média (N ; indivíduos. m^{-2} de cultura) \pm erro padrão e categoria de conectividade de artrópodes registrados no milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio (estação de inverno) (continua).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de inverno					
					0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m
Produtor										
1	<i>Zea mays</i>				6.67	6.67	6.67	6.67	6.67	6.67
Herbívoros										
2	<i>Agallia albidula</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.865	0.74 \pm 0.74	0.12 \pm 0.12	3.58 \pm 3.22	0.25 \pm 0.25	0.49 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12
3	<i>Apis mellifera</i>	Hymenoptera	Polinizador	39.783	0.37 \pm 0.21	0.74 \pm 0.37	0.99 \pm 0.81	1.11 \pm 0.77	0.62 \pm 0.33	0.74 \pm 0.37
4	<i>Astylus variegatus</i>	Coleoptera	Herbívoro	17.518	0.12 \pm 0.12	-	0.12 \pm 0.12	1.11 \pm 1.11	0.12 \pm 0.12	0.74 \pm 0.74
5	<i>Caenodelphax teapae</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.341	-	0.25 \pm 0.25	1.23 \pm 0.89	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12
6	<i>Chaetocnema sp</i>	Coleoptera	Herbívoro	0.313	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	-	-	0.12 \pm 0.12	0.49 \pm 0.33
7	<i>Creontiades rubrinervis</i>	Hemiptera	Herbívoro	5.947	0.62 \pm 0.45	0.99 \pm 0.33	0.98 \pm 0.81	0.99 \pm 0.62	0.49 \pm 0.33	1.24 \pm 0.69
8	<i>Dalbulus maidis</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.583	27.90 \pm 9.24	31.48 \pm 1.49	26.42 \pm 6.61	24.81 \pm 6.17	27.28 \pm 3.88	25.06 \pm 4.88
9	<i>Deois flavopicta</i>	Hemiptera	Herbívoro	42.545	-	-	-	-	-	-
10	<i>Diabrotica speciosa</i>	Coleoptera	Herbívoro	4.488	1.36 \pm 0.62	0.12 \pm 0.12	0.62 \pm 0.42	0.25 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12
11	<i>Dolichomiris linearis</i>	Hemiptera	Herbívoro	2.337	-	-	-	-	-	-
12	<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	Lepidoptera	Herbívoro	0.433	-	0.62 \pm 0.45	0.25 \pm 0.25	0.25 \pm 0.12	0.49 \pm 0.25	0.37 \pm 0.21
13	<i>Empoasca sp</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.219	-	-	-	-	-	-
14	<i>Euxesta eluta</i>	Diptera	Herbívoro	0.983	124.07 \pm 25.24	80,00 \pm 38.58	79.14 \pm 15.16	29.88 \pm 15.04	102.34 \pm 35.93	69.01 \pm 33.66
15	<i>Ferrariana trivittata</i>	Hemiptera	Herbívoro	3.602	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12	1.85 \pm 1.85	0.25 \pm 0.12	-	0.12 \pm 0.12
16	<i>Frankliniella schultzei</i>	Thysanoptera	Herbívoro	0.009	1.61 \pm 1.42	0.86 \pm 0.69	0.25 \pm 0.25	0.86 \pm 0.86	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12
17	<i>Frankliniella williamsi</i>	Thysanoptera	Herbívoro	0.008	1.48 \pm 0.37	3.70 \pm 0.	2.22 \pm 0.57	2.35 \pm 0.69	2.72 \pm 0.75	2.59 \pm 1.82
18	<i>Haplothrips gowdeyi</i>	Thysanoptera	Herbívoro	0.014	0.99 \pm 0.62	1.11 \pm 0.64	0.86 \pm 0.33	0.74 \pm 0.43	0.98 \pm 0.33	1.48 \pm 0.74
19	<i>Lagria villosa</i>	Coleoptera	Herbívoro	47.238	8.03 \pm 3.77	6.17 \pm 1.82	8.39 \pm 4.28	1.61 \pm 0.96	4.5 \pm 1.22	2.97 \pm 2.78
20	<i>Leptoglossus zonatus</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.158	0.37 \pm 3.93	-	-	4.82 \pm 2.47	-	1.97 \pm 1.24

Anexo 8. Média da massa corporal (M ; mg), abundância numérica média (N ; indivíduos. m^{-2} de cultura) \pm erro padrão e categoria de conectividade de artrópodes registrados no milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio (estação de inverno) (continuação).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de inverno					
					0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m
21	<i>Neomegalotomus parvus</i>	Hemiptera	Herbívoro	5.023	0.99 \pm 0.81	0.25 \pm 0.25	0.37 \pm 3.93	0.37 \pm 0.21	0.37 \pm 0,00	-
22	<i>Nysius simulans</i>	Hemiptera	Herbívoro	2.237	-	-	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 0.37	0.25 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25
23	<i>Parallaxis donaldsoni</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.174	1.48 \pm 1.48	0.12 \pm 0.12	0.86 \pm 0.69	0.12 \pm 0.12	1.24 \pm 0.54	0.37 \pm 0.21
24	<i>Peregrinus maidis</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.789	3.09 \pm 1.94	0.25 \pm 0.25	0.86 \pm 0.69	11.98 \pm 10.88	1.73 \pm 0.69	0.99 \pm 0.81
25	<i>Planicephalus flavicosta</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.931	-	-	-	-	-	-
26	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.122	306.91 \pm 85.28	381.60 \pm 325.73	473.20 \pm 254.87	208.39 \pm 35.77	374.69 \pm 206.99	221.35 \pm 87.96
27	<i>Sericophanes ornatus</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.583	0.99 \pm 0.81	0.12 \pm 0.12	2.47 \pm 2.29	4.32 \pm 2.91	2.35 \pm 1.29	-
28	<i>Sogatella kolophon</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.237	1.73 \pm 0.86	0.25 \pm 0.12	0.62 \pm 0.45	-	1.36 \pm 0.75	0.12 \pm 0.12
29	<i>Sogatella molina</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.238	0.99 \pm 0.45	0.49 \pm 0.12	0.62 \pm 0.45	0.99 \pm 0.12	1.36 \pm 0.65	0.62 \pm 0.25
30	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lepidoptera	Herbívoro	14.274	12.22 \pm 5.77	3.70 \pm 1.96	7.16 \pm 2.91	4.69 \pm 1.29	1.24 \pm 1.24	13.46 \pm 6.75
31	<i>Stirellus picinus</i>	Hemiptera	Herbívoro	1.162	-	-	-	-	-	-
32	<i>Thrypticus sp</i>	Diptera	Herbívoro	0.123	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25	0.86 \pm 0.69	0.49 \pm 0.25	0.62 \pm 0.45	0.37 \pm 0.37
Predadores e Parasitoides										
33	<i>Allograpta sp</i>	Diptera	Predador	3.443	0.37 \pm 0.21	0.86 \pm 0.86	0.62 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25	0.49 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12
34	<i>Anagrus breviphragma</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.002	-	-	-	-	-	-
35	<i>Anthicus sp</i>	Coleoptera	Predador	0.302	1.11 \pm 0.57	0.74 \pm 0.74	0.86 \pm 0.69	2.35 \pm 0.25	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21
36	<i>Aphidius colemani</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.172	-	-	-	-	-	-
37	<i>Archytas sp</i>	Diptera	Predador	0.396	0.25 \pm 0.25	1.73 \pm 0.86	0.12 \pm 0.12	-	0.25 \pm 0.25	1.24 \pm 0.89
38	<i>Chelonus insularis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	3.132	0.12 \pm 0.12	-	0.12 \pm 0.12	-	-	0.99 \pm 0.99
39	<i>Chrysoperla externa</i>	Neuroptera	Predador	1.447	3.70 \pm 2.11	4.94 \pm 2.92	4.07 \pm 0.57	6.30 \pm 2.25	3.83 \pm 0.81	1.36 \pm 0.69
40	<i>Cirrospilus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.057	2.09 \pm 0.96	0.62 \pm 0.25	1.24 \pm 0.33	1.97 \pm 0.65	1.98 \pm 0.96	0.74 \pm 0.37
41	<i>Closterocerus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.005	0.25 \pm 0.25	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12

Anexo 8. Média da massa corporal (M ; mg), abundância numérica média (N ; indivíduos. m^{-2} de cultura) \pm erro padrão e categoria de conectividade de artrópodes registrados no milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio (estação de inverno) (continuação).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de inverno					
					0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m
42	<i>Condylostylus sp</i>	Diptera	Predador	0.467	-	0.25 \pm 0.12	0.37 \pm 3.93	0.49 \pm 0.12	0.37 \pm 0.37	0.25 \pm 0.12
43	<i>Diaretiella rapae</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.036	-	-	0.25 \pm 0.12	-	0.37 \pm 0.21	0.12 \pm 0.12
44	<i>Eiphosoma vitticole</i>	Hymenoptera	Parasitoide	2.087	-	0.25 \pm 0.25	-	0.12 \pm 0.12	-	0.25 \pm 0.25
45	<i>Elaphropeza sp</i>	Diptera	Predador	0.117	2.72 \pm 1.06	2.72 \pm 1.10	3.09 \pm 0.86	1.48 \pm 0.37	1.36 \pm 0.69	1.11 \pm 0.43
46	<i>Eumicrosoma sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.022	0.49 \pm 0.33	0.62 \pm 0.33	0.37 \pm 3.93	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12	0.37 \pm 0.37
47	<i>Euplectrus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.030	-	-	-	-	-	-
48	<i>Gonatocerus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.061	-	-	-	-	-	-
49	<i>Nasonia vitripennis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.141	0.49 \pm 0.49	0.99 \pm 0.25	1.11 \pm 0.57	0.86 \pm 0.49	0.37 \pm 0.21	1.11 \pm 0.57
50	<i>Oligosita sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.003	4.82 \pm 0.98	5.55 \pm 1.19	4.20 \pm 0.81	6.30 \pm 2.80	3.46 \pm 0.45	4.07 \pm 0.93
51	<i>Palmistichus elaeisis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.069	0.62 \pm 0.25	-	0.25 \pm 0.25	0.37 \pm 0.21	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12
52	<i>Stomatothrips rotundus</i>	Thysanoptera	Predador	0.040	-	-	-	-	-	-
53	<i>Telenomus remus</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.004	0.99 \pm 0.45	0.12 \pm 0.12	0.86 \pm 0.25	0.62 \pm 0.33	0.25 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21
54	<i>Tetrastichus howardi</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.035	1.98 \pm 0.49	3.33 \pm 1.54	3.58 \pm 1.50	2.35 \pm 0.54	1.11 \pm 0.43	2.59 \pm 0.86
55	<i>Trichogramma pretiosum</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.005	0.74 \pm 0.21	0.86 \pm 0.33	1.24 \pm 0.62	0.62 \pm 0.12	0.49 \pm 0.25	0.86 \pm 0.54
56	<i>Alloxysta fuscicornis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.058	0.74 \pm 0.74	0.99 \pm 0.62	0.25 \pm 0.25	-	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12
57	<i>Alpaida trispinosa</i>	Araneae	Predador	1.459	0.49 \pm 0.33	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21	0.86 \pm 0.86	0.25 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21
58	<i>Cheiracanthium inclusum</i>	Araneae	Predador	10.495	-	0.74 \pm 0.74	1.48 \pm 0.74	1.73 \pm 0.69	-	-
59	<i>Cycloneda sanguinea</i>	Coleoptera	Predador	13.465	0.74 \pm 0.74	-	1.48 \pm 0.74	0.86 \pm 0.69	0.86 \pm 0.86	0.25 \pm 0.12
60	<i>Diomus sp</i>	Coleoptera	Predador	0.610	1.98 \pm 0.54	0.86 \pm 0.12	0.49 \pm 0.33	1.98 \pm 0.25	2.59 \pm 1.50	1.48 \pm 0.21
61	<i>Doru luteipes</i>	Dermaptera	Predador	11.596	3.70 \pm 1.48	5.93 \pm 3.92	4.44 \pm 2.22	4.44 \pm 2.22	4.44 \pm 2.57	8.15 \pm 8.15
62	<i>Geocoris uliginosus</i>	Hemiptera	Predador	2.565	1.48 \pm 0.74	0.25 \pm 0.12	3.33 \pm 1.67	0.49 \pm 0.33	-	1.36 \pm 0.65
63	<i>Hyperaspis festiva</i>	Coleoptera	Predador	2.119	3.46 \pm 2.02	6.42 \pm 3.46	2.35 \pm 1.39	0.25 \pm 0.25	0.86 \pm 0.45	1.73 \pm 0.89

Anexo 8. Média da massa corporal (M ; mg), abundância numérica média (N ; indivíduos. m^{-2} de cultura) \pm erro padrão e categoria de conectividade de artrópodes registrados no milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio (estação de inverno) (continuação).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de inverno					
					0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m
64	<i>Larinia directa</i>	Araneae	Predador	5.671	-	0.49 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	-	0.74 \pm 0.74	1.11 \pm 0.77
65	<i>Leptotrachelus sp</i>	Coleoptera	Predador	4.931	-	0.74 \pm 0.74	1.48 \pm 0.74	1.48 \pm 0.74	-	1.48 \pm 0.74
66	<i>Misumenops maculissparsus</i>	Araneae	Predador	1.381	0.99 \pm 0.62	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25	0.25 \pm 0.12	-	0.25 \pm 0.25
67	<i>Nabis capsiformis</i>	Hemiptera	Predador	2.214	0.99 \pm 0.81	0.25 \pm 0.12	-	0.25 \pm 0.25	0.25 \pm 0.25	0.12 \pm 0.12
68	<i>Ocrepeira sp</i>	Araneae	Predador	0.566	0.62 \pm 0.25	0.62 \pm 0.33	1.24 \pm 0.69	1.85 \pm 0.74	1.61 \pm 0.89	1.36 \pm 0.81
69	<i>Orius insidiosus</i>	Hemiptera	Predador	0.108	11.98 \pm 3.52	15.93 \pm 2.67	20.99 \pm 5.87	21.48 \pm 3.24	9.63 \pm 1.71	12.96 \pm 3.21
70	<i>Polybia occidentalis</i>	Hymenoptera	Predador	14.856	0.37 \pm 0.21	-	0.12 \pm 0.12	-	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12
71	<i>Thwaitesia sp</i>	Araneae	Predador	1.728	0.62 \pm 0.33	1.61 \pm 0.81	0.49 \pm 0.33	1.24 \pm 0.86	2.35 \pm 1.61	1.24 \pm 0.89
72	<i>Trimorus sp</i>	Hymenoptera	Predador	0.007	0.49 \pm 0.33	0.49 \pm 0.25	0.49 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12
73	<i>Oxyopes salticus</i>	Araneae	Predador	7.964	1.24 \pm 1.24	0.99 \pm 0.81	1.24 \pm 0.69	0.86 \pm 0.86	1.61 \pm 1.42	1.11 \pm 0.77
Detritívoros										
74	<i>Carpophilus dimidiatus</i>	Coleoptera	Detritívoro	3.545	5.93 \pm 4.86	1.48 \pm 0.74	5.19 \pm 4.12	-	-	0.74 \pm 0.74
75	<i>Carpophilus hemipterus</i>	Coleoptera	Detritívoro	3.811	-	-	-	-	-	-
76	<i>Elachiptera sp</i>	Diptera	Detritívoro	0.134	5.80 \pm 1.26	5.55 \pm 1.13	4.44 \pm 1.96	2.96 \pm 1.13	4.57 \pm 1.24	2.47 \pm 1.18
77	<i>Hippelates sp</i>	Diptera	Detritívoro	0.073	6.42 \pm 1.06	7.41 \pm 2.73	7.53 \pm 1.52	6.30 \pm 2.80	9.75 \pm 4.03	6.79 \pm 0.49
78	<i>Incertella sp</i>	Diptera	Detritívoro	0.144	4.32 \pm 1.06	3.21 \pm 0.54	2.59 \pm 1.34	2.22 \pm 0.21	3.09 \pm 0.69	1.61 \pm 0.89
79	<i>Lachesilla sp</i>	Psocoptera	Detritívoro	0.100	32.10 \pm 9.62	39.14 \pm 14.16	31.98 \pm 5.90	50.25 \pm 15.65	33.21 \pm 9.71	33.70 \pm 8.20
80	<i>Leiodidae sp1</i>	Coleoptera	Detritívoro	0.435	1.48 \pm 0.57	2.96 \pm 1.61	2.59 \pm 1.19	0.25 \pm 0.25	0.25 \pm 0.25	1.85 \pm 1.67
81	<i>Melanophthalma sp</i>	Coleoptera	Detritívoro	0.163	7.29 \pm 2.84	4.32 \pm 0.96	6.91 \pm 1.62	5.31 \pm 1.18	4.94 \pm 0.96	2.84 \pm 1.26
82	<i>Pseudosinella sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0.006	1.98 \pm 1.01	5.31 \pm 4.05	4.94 \pm 3.88	3.83 \pm 2.15	0.49 \pm 0.49	2.10 \pm 1.58
83	<i>Salina sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0.030	0.99 \pm 0.81	1.48 \pm 0.98	1.36 \pm 0.69	0.62 \pm 0.62	-	0.12 \pm 0.12
84	<i>Seira sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0.025	0.49 \pm 0.49	1.48 \pm 0.86	4.20 \pm 4.20	3.46 \pm 3.46	1.98 \pm 1.25	0.86 \pm 0.25

Anexo 8. Média da massa corporal (M ; mg), abundância numérica média (N ; indivíduos. m^{-2} de cultura) \pm erro padrão e categoria de conectividade de artrópodes registrados no milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio (estação de inverno) (conclusão).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de inverno					
					0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m
85	<i>Sthenaridae carmelitana</i>	Hemiptera	Detritívoro	0.521	21.36 \pm 5.18	16.54 \pm 4.90	15.43 \pm 2.11	15.19 \pm 4.29	19.88 \pm 14.72	11.60 \pm 4.20
86	<i>Urophorus humeralis</i>	Coleoptera	Detritívoro	3.123	2.35 \pm 2.16	2.96 \pm 1.96	2.96 \pm 1.96	0.74 \pm 0.740	-	6.66 \pm 4.44

Anexo 9. Média da massa corporal (M ; mg), abundância numérica média (N ; indivíduos. m^{-2} de cultura) \pm erro padrão e categoria de conectividade de artrópodes registrados no milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio (estação de verão) (continua).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de verão					
					0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m
Produtor										
1	<i>Zea mays</i>				6.67	6.67	6.67	6.67	6.67	6.67
Herbívoros										
2	<i>Agallia albidula</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.865	0.25 \pm 0.25	0.37 \pm 0.37	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25	1.11 \pm 0.57	0.62 \pm 0.25
3	<i>Apis mellifera</i>	Hymenoptera	Polinizador	39.783	-	-	-	-	-	-
4	<i>Astylus variegatus</i>	Coleoptera	Herbívoro	17.518	-	-	-	-	-	-
5	<i>Caenodelphax teapae</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.341	-	-	-	-	-	-
6	<i>Chaetocnema sp</i>	Coleoptera	Herbívoro	0.313	0.12 \pm 0.12	0.86 \pm 0.69	0.49 \pm 0.25	0.37 \pm 0.21	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21
7	<i>Creontiades rubrinervis</i>	Hemiptera	Herbívoro	5.947	0.12 \pm 0.12	0.49 \pm 0.33	0.49 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	0.49 \pm 0.33
8	<i>Dalbulus maidis</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.583	4.32 \pm 0.69	3.83 \pm 0.12	5.07 \pm 1.01	5.68 \pm 2.23	4.82 \pm 1.85	5.19 \pm 1.19
9	<i>Deois flavopicta</i>	Hemiptera	Herbívoro	42.545	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25	0.12 \pm 0.12	0.49 \pm 0.12	0.99 \pm 0.81	0.25 \pm 0.25
10	<i>Diabrotica speciosa</i>	Coleoptera	Herbívoro	4.488	1.36 \pm 0.65	0.37 \pm 0.21	1.11 \pm 0.57	0.62 \pm 0.12	0.74 \pm 0.37	1.85 \pm 1.34
11	<i>Dolichomiris linearis</i>	Hemiptera	Herbívoro	2.337	-	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21	0.37 \pm 0.37	0.49 \pm 0.33	0.37 \pm 0.21
12	<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	Lepidoptera	Herbívoro	0.433	0.25 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21	0.12 \pm 0.12
13	<i>Empoasca sp</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.219	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21	1.24 \pm 0.7509	0.99 \pm 0.99
14	<i>Euxesta eluta</i>	Diptera	Herbívoro	0.983	7.41 \pm 6.66	1.85 \pm 0.74	2.47 \pm 1.01	1.73 \pm 0.49	17.28 \pm 8.74	15.93 \pm 8.25
15	<i>Ferrariana trivittata</i>	Hemiptera	Herbívoro	3.602	-	-	-	-	-	-
16	<i>Frankliniella schultzei</i>	Thysanoptera	Herbívoro	0.009	0.74 \pm 0.21	2.10 \pm 1.01	2.59 \pm 0.93	2.10 \pm 1.38	1.48 \pm 0.21	0.99 \pm 0.54
17	<i>Frankliniella williamsi</i>	Thysanoptera	Herbívoro	0.008	1.48 \pm 0.64	2.59 \pm 0.98	4.44 \pm 1.67	3.21 \pm 1.18	3.83 \pm 0.75	2.72 \pm 1.79
18	<i>Haplothrips gowdeyi</i>	Thysanoptera	Herbívoro	0.014	0.12 \pm 0.12	0.62 \pm 0.45	0.37 \pm 0.21	0.49 \pm 0.12	-	0.49 \pm 0.49
19	<i>Lagria villosa</i>	Coleoptera	Herbívoro	47.238	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21	0.62 \pm 0.25	0.99 \pm 0.81	0.86 \pm 0.69	0.25 \pm 0.25
20	<i>Leptoglossus zonatus</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.158	-	-	-	-	-	-

Anexo 9. Média da massa corporal (M ; mg), abundância numérica média (N ; indivíduos. m^{-2} de cultura) \pm erro padrão e categoria de conectividade de artrópodes registrados no milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio (estação de verão) (continuação).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de verão					
					0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m
21	<i>Neomegalotomus parvus</i>	Hemiptera	Herbívoro	5.023	-	-	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21	-	0.25 \pm 0.12
22	<i>Nysius simulans</i>	Hemiptera	Herbívoro	2.237	0.25 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21	0.12 \pm 0.12	-	-	0.12 \pm 0.12
23	<i>Parallaxis donaldsoni</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.174	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 3.93	0.25 \pm 0.12	-	0.25 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12
24	<i>Peregrinus maidis</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.789	-	-	-	-	-	-
25	<i>Planicephalus flavicosta</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.931	0.25 \pm 0.25	0.49 \pm 0.33	0.86 \pm 0.45	0.62 \pm 0.33	0.99 \pm 0.25	1.36 \pm 0,54
26	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.122	197.90 \pm 45.64	94.20 \pm 7.88	98.27 \pm 6.86	163.08 \pm 39.11	89.01 \pm 23.99	153.58 \pm 39.89
27	<i>Sericophanes ornatus</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.583	-	-	-	-	-	-
28	<i>Sogatella kolophon</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.237	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25	0.12 \pm 0.12	0.99 \pm 0.65	0.25 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12
29	<i>Sogatella molina</i>	Hemiptera	Herbívoro	0.238	0.99 \pm 0.45	0.49 \pm 0.33	1.36 \pm 0,65	0.37 \pm 0.21	0.74 \pm 0.21	0.62 \pm 0.33
30	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lepidoptera	Herbívoro	14.274	8.77 \pm 3.13	2.84 \pm 1.61	1.36 \pm 0,69	6.91 \pm 0.25	17.16 \pm 13.84	2.47 \pm 1.31
31	<i>Stirellus picinus</i>	Hemiptera	Herbívoro	1.162	0.49 \pm 0.12	-	0.37 \pm 0.21	-	0.25 \pm 0.12	0.62 \pm 0.45
32	<i>Thrypticus sp</i>	Diptera	Herbívoro	0.123	0.25 \pm 0.25	0.74 \pm 0.21	0.62 \pm 0.62	0.8641 \pm 0.25	0.37 \pm 0.21	1.98 \pm 0.45
Predadores e Parasitoides										
33	<i>Allograpta sp</i>	Diptera	Predador	3.443	0.11 \pm 0,00	0.04 \pm 0,04	0.07 \pm 0,04	0.19 \pm 0.10	0.07 \pm 0,07	0.33 \pm 0.17
34	<i>Anagrus breviphragma</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.002	0.37 \pm 0.21	0.37 \pm 0.21	0.49 \pm 0.12	0.62 \pm 0.25	0.62 \pm 0.45	0.37 \pm 0.21
35	<i>Anthicus sp</i>	Coleoptera	Predador	0.302	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	-	0.37 \pm 0.21	-	0.49 \pm 0.33
36	<i>Aphidius colemani</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.172	-	0.37 \pm 0.21	0.25 \pm 0.25	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12
37	<i>Archytas sp</i>	Diptera	Predador	0.396	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25	0.49 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25
38	<i>Chelonus insularis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	3.132	-	-	-	-	-	-
39	<i>Chrysoperla externa</i>	Neuroptera	Predador	1.447	-	-	-	-	-	-
40	<i>Cirrospilus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.057	0.25 \pm 0.12	0.49 \pm 0.12	-	0.37 \pm 0.21	0.25 \pm 0.12	0.74 \pm 0.37
41	<i>Closterocerus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.005	-	-	-	-	-	-

Anexo 9. Média da massa corporal (M ; mg), abundância numérica média (N ; indivíduos. m^{-2} de cultura) \pm erro padrão e categoria de conectividade de artrópodes registrados no milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio (estação de verão) (continuação).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de verão					
					0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m
42	<i>Condylostylus sp</i>	Diptera	Predador	0.467	0.62 \pm 0.33	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12	0.37 \pm 0.37	0.37 \pm 3.93
43	<i>Diaretiella rapae</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.036	0.25 \pm 0.25	0.12 \pm 0.12	1.11 \pm 0.57	0.62 \pm 0.33	-	0.12 \pm 0.12
44	<i>Eiphosoma vitticole</i>	Hymenoptera	Parasitoide	2.087	-	-	-	-	-	-
45	<i>Elaphropeza sp</i>	Diptera	Predador	0.117	0.62 \pm 0.25	0.62 \pm 0.25	0.74 \pm 0.21	1.48 \pm 0.43	0.49 \pm 0.12	1.73 \pm 0.69
46	<i>Eumicrosoma sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.022	0.49 \pm 0.25	0.25 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21	0.49 \pm 0.25	0.25 \pm 0.25	0.74 \pm 0.21
47	<i>Euplectrus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.030	-	0.25 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	-	0.37 \pm 0.21	0.37 \pm 0.21
48	<i>Gonatocerus sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.061	1.48 \pm 1.48	0.74 \pm 0.74	0.74 \pm 0.74	1.48 \pm 1.48	1.61 \pm 1.61	0.74 \pm 0.74
49	<i>Nasonia vitripennis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.141	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21	-	-	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12
50	<i>Oligosita sp</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.003	1.36 \pm 0.33	0.86 \pm 0.33	1.48 \pm 0.57	1.48 \pm 0.21	0.74 \pm 0.43	0.99 \pm 0.33
51	<i>Palmistichus elaeisis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.069	-	-	-	-	-	-
52	<i>Stomatothrips rotundus</i>	Thysanoptera	Predador	0.040	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25	0.37 \pm 0.37	0.12 \pm 0.12
53	<i>Telenomus remus</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.004	0.37 \pm 0.21	0.25 \pm 0.25	0.37 \pm 0.21	0.25 \pm 0.25	0.25 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21
54	<i>Tetrastichus howardi</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.035	0.74 \pm 0.57	0.25 \pm 0.25	0.25 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12	-	0.37 \pm 0.21
55	<i>Trichogramma pretiosum</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.005	-	-	0.49 \pm 0.25	0.86 \pm 0.45	-	0.74 \pm 0.21
56	<i>Alloxysta fuscicornis</i>	Hymenoptera	Parasitoide	0.058	0.37 \pm 3.93	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.12	0.62 \pm 0.33	0.25 \pm 0.25	1.11 \pm 0.57
57	<i>Alpaida trispinosa</i>	Araneae	Predador	1.459	-	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21	0.12 \pm 0.12	0.12 \pm 0.12
58	<i>Cheiracanthium inclusum</i>	Araneae	Predador	10.495	-	-	-	-	-	-
59	<i>Cycloneda sanguinea</i>	Coleoptera	Predador	13.465	-	-	-	-	-	-
60	<i>Diomus sp</i>	Coleoptera	Predador	0.610	1.73 \pm 1.01	1.48 \pm 0.77	1.98 \pm 0.69	2.22 \pm 1.11	1.36 \pm 0.25	2.59 \pm 0.21
61	<i>Doru luteipes</i>	Dermaptera	Predador	11.596	92.47 \pm 34.53	65.06 \pm 11.70	60.12 \pm 11.80	71.60 \pm 21.56	61.11 \pm 13.69	41.23 \pm 14.23
62	<i>Geocoris uliginosus</i>	Hemiptera	Predador	2.565	0.49 \pm 0.33	0.25 \pm 0.25	0.99 \pm 0.65	0.86 \pm 0.69	0.12 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25
63	<i>Hyperaspis festiva</i>	Coleoptera	Predador	2.119	2.10 \pm 0.68	1.11 \pm 0.57	1.48 \pm 0.77	1.11 \pm 0.93	1.98 \pm 1.62	1.61 \pm 0.81

Anexo 9. Média da massa corporal (M ; mg), abundância numérica média (N ; indivíduos. m^{-2} de cultura) \pm erro padrão e categoria de conectividade de artrópodes registrados no milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio (estação de verão) (continuação).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de verão					
					0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m
64	<i>Larinia directa</i>	Araneae	Predador	5.671	-	-	-	-	-	-
65	<i>Leptotrachelus sp</i>	Coleoptera	Predador	4.931	-	-	-	-	-	-
66	<i>Misumenops maculisparsus</i>	Araneae	Predador	1.381	0.37 \pm 0.21	0.62 \pm 0.45	0.37 \pm 0.21	1.48 \pm 0.77	0.37 \pm 3.93	0.87 \pm 0.45
67	<i>Nabis capsiformis</i>	Hemiptera	Predador	2.214	-	-	-	-	-	-
68	<i>Ocrepeira sp</i>	Araneae	Predador	0.566	0.62 \pm 0.45	0.62 \pm 0.25	1.11 \pm 0.37	0.49 \pm 0.12	1.36 \pm 0,81	0.62 \pm 0.25
69	<i>Orius insidiosus</i>	Hemiptera	Predador	0.108	1.24 \pm 0.69	2.47 \pm 1.10	0.99 \pm 0.62	0.25 \pm 0.25	1,36 \pm 0,81	1.11 \pm 0.57
70	<i>Polybia occidentalis</i>	Hymenoptera	Predador	14.856	-	-	-	-	-	-
71	<i>Thwaitesia sp</i>	Araneae	Predador	1.728	0.25 \pm 0.12	0.25 \pm 0.25	-	0.12 \pm 0.12	-	-
72	<i>Trimorus sp</i>	Hymenoptera	Predador	0.007	0.25 \pm 0.12	-	0.25 \pm 0.25	0.25 \pm 0.25	0.25 \pm 0.12	0.86 \pm 0.45
73	<i>Oxyopes salticus</i>	Araneae	Predador	7.964	0.99 \pm 0.12	0.37 \pm 0.21	1.48 \pm 0.64	0.74 \pm 0.43	0.25 \pm 0.25	1.73 \pm 1.55
Detritívoros										
74	<i>Carpophilus dimidiatus</i>	Coleoptera	Detritívoro	3.545	-	0.12 \pm 0.12	-	0.12 \pm 0.12	-	0.12 \pm 0.12
75	<i>Carpophilus hemipterus</i>	Coleoptera	Detritívoro	3.811	9.63 \pm 8.54	0.74 \pm 0.74	-	0.74 \pm 0.74	0.74 \pm 0.74	-
76	<i>Elachiptera sp</i>	Diptera	Detritívoro	0.134	2.72 \pm 0.89	1.48 \pm 1.57	0.99 \pm 0.12	1.73 \pm 0.99	1.24 \pm 0.49	1.24 \pm 0.25
77	<i>Hippelates sp</i>	Diptera	Detritívoro	0.073	16.79 \pm 1.31	18.40 \pm 3.15	22.96 \pm 2.99	22.72 \pm 8.94	27.16 \pm 6.71	23.95 \pm 1.82
78	<i>Incertella sp</i>	Diptera	Detritívoro	0.144	0.37 \pm 0.21	0.74 \pm 0.21	0.37 \pm 0.37	0.74 \pm 0.43	1.11 \pm 0.37	0.25 \pm 0.12
79	<i>Lachesilla sp</i>	Psocoptera	Detritívoro	0.100	1.11 \pm 0.21	2.10 \pm 1.06	2.47 \pm 0.86	1.61 \pm 1.06	2.47 \pm 1.42	1.48 \pm 0.93
80	<i>Leiodidae sp1</i>	Coleoptera	Detritívoro	0.435	1.98 \pm 0.81	1.61 \pm 0.81	0.37 \pm 0.21	3.09 \pm 2.36	1.61 \pm 0.89	0.25 \pm 0.25
81	<i>Melanophthalma sp</i>	Coleoptera	Detritívoro	0.163	1.85 \pm 0.64	1.36 \pm 0,86	3.95 \pm 2.35	5.31 \pm 1.94	2.96 \pm 0.21	4.94 \pm 2.38
82	<i>Pseudosinella sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0.006	2.59 \pm 2.59	6.42 \pm 4.54	2.72 \pm 1.06	0.37 \pm 0.37	0.86 \pm 0.69	1.61 \pm 1.10
83	<i>Salina sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0.030	-	0.12 \pm 0.12	-	0.86 \pm 0.86	0.37 \pm 0.37	0.49 \pm 0.12
84	<i>Seira sp</i>	Entomobryomorpha	Detritívoro	0.025	6.42 \pm 3.77	1.36 \pm 0,75	12.35 \pm 7.37	12.47 \pm 9.53	6.66 \pm 2.17	6.66 \pm 1.40

Anexo 9. Média da massa corporal (M ; mg), abundância numérica média (N ; indivíduos. m^{-2} de cultura) \pm erro padrão e categoria de conectividade de artrópodes registrados no milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio (estação de verão) (conclusão).

n	Espécies	Taxonomia	Status na rede trófica	M	Estação de verão					
					0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m
85	<i>Sthenaridae carmelitana</i>	Hemiptera	Detritívoro	0.521	1.24 \pm 0.54	0.99 \pm 0.81	1.24 \pm 0.69	0.99 \pm 0.81	0.99 \pm 0.54	1.48 \pm 0.57
86	<i>Urophorus humeralis</i>	Coleoptera	Detritívoro	3.123	-	-	0.86 \pm 0.69	0.86 \pm 0.86	-	-

Anexo 10. Abundância numérica (média \pm erro padrão) de espécies de artrópodes selecionadas no procedimento *stepwise* submetida à análise de variância multivariada para identificar diferenças entre tratamentos (estações e distâncias).

		Abundância numérica (N; indivíduos. m ⁻² de cultura. amostragem ⁻²)														
		Inverno						Verão								
Nível trófico	Espécies	0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m	0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m	F _{11,186}	p	
	<i>Elachiptera sp</i>	5,8 \pm 1,3a	5,56 \pm 1,1a	4,44 \pm 2,0a	2,96 \pm 1,1a	4,57 \pm 1,2a	2,47 \pm 1,2a	2,72 \pm 0,9a	1,48 \pm 0,0a	0,99 \pm 0,1a	1,73 \pm 1,0a	1,23 \pm 0,5a	1,23 \pm 0,2a	1,70	0,08	
Detritívoro	<i>Sthenaridae carmelitana</i>	21,4 \pm 5,2a	16,5 \pm 4,9abc	15,4 \pm 2,1ab	15,2 \pm 4,3abc	19,9 \pm 15,0abc	11,6 \pm 4,2abc	1,23 \pm 0,5c	0,99 \pm 0,81c	1,23 \pm 0,7c	0,99 \pm 0,8c	0,99 \pm 0,5c	1,48 \pm 0,6bc	5,25	<0,0001	
	<i>Urophorus humeralis</i>	2,35 \pm 2,2a	2,96 \pm 2,0a	2,96 \pm 2,0a	0,74 \pm 0,7a	0,0 \pm 0,0a	6,67 \pm 4,4a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,86 \pm 0,7a	0,86 \pm 0,9a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	1,59	0,10	
	<i>Chaetocnema sp</i>	0,12 \pm 0,1a	0,12 \pm 0,1a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,12 \pm 0,1a	0,49 \pm 0,3a	0,12 \pm 0,1a	0,86 \pm 0,7a	0,49 \pm 0,2a	0,37 \pm 0,2a	0,12 \pm 0,1a	0,37 \pm 0,2a	0,98	0,46	
	<i>Ferrariana trivittata</i>	0,12 \pm 0,1b	0,25 \pm 0,1b	1,85 \pm 1,9a	0,25 \pm 0,1b	0,0 \pm 0,0b	0,12 \pm 0,1b	0,0 \pm 0,0b	0,0 \pm 0,0b	0,0 \pm 0,0b	0,0 \pm 0,0b	0,0 \pm 0,0b	0,0 \pm 0,0b	2,95	0,001	
	<i>Leptoglossus zonatus</i>	0,37 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	4,81 \pm 2,5a	0,0 \pm 0,0a	1,98 \pm 1,2a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	2,29	0,01	
Herbívoros	<i>Planicephalus flavicosta</i>	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,25 \pm 0,2a	0,49 \pm 0,33a	0,86 \pm 0,4a	0,62 \pm 0,3a	0,99 \pm 0,2a	1,36 \pm 0,5a	1,93	0,04	
	<i>Spodoptera frugiperda</i>	12,2 \pm 5,8a	3,7 \pm 2,0a	7,16 \pm 2,9a	4,69 \pm 1,63a	1,23 \pm 1,2a	13,5 \pm 6,7a	8,77 \pm 3,1a	2,84 \pm 1,6a	1,36 \pm 0,7a	6,91 \pm 0,2a	17,2 \pm 14,0a	2,47 \pm 1,3a	1,66	0,08	
	<i>Stirellus picinus</i>	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,49 \pm 0,1a	0,0 \pm 0,0a	0,37 \pm 0,2a	0,0 \pm 0,0a	0,25 \pm 0,1a	0,62 \pm 0,4a	1,85	0,05	
	<i>Thrypticus sp</i>	0,12 \pm 0,1b	0,25 \pm 0,2b	0,86 \pm 0,7ab	0,49 \pm 0,2ab	0,62 \pm 0,4ab	0,37 \pm 0,4b	0,25 \pm 0,2b	0,74 \pm 0,21ab	0,62 \pm 0,6ab	0,86 \pm 0,2ab	0,37 \pm 0,2ab	1,98 \pm 0,4a	2,17	0,02	
	<i>Archytas sp</i>	0,25 \pm 0,2a	1,73 \pm 0,9a	0,12 \pm 0,1a	0,0 \pm 0,0a	0,25 \pm 0,2a	1,23 \pm 0,9a	0,12 \pm 0,1a	0,25 \pm 0,12a	0,49 \pm 0,1a	0,12 \pm 0,1a	0,25 \pm 0,1a	0,25 \pm 0,2a	1,53	0,12	
	<i>Chrysoperla externa</i>	3,7 \pm 2,1ab	4,94 \pm 2,9ab	4,07 \pm 0,3ab	6,3 \pm 2,3a	3,83 \pm 0,8ab	1,36 \pm 0,7ab	0,0 \pm 0,0b	0,0 \pm 0,0b	0,0 \pm 0,0b	0,0 \pm 0,0b	0,0 \pm 0,0b	0,0 \pm 0,0b	4,30	<0,0001	
	<i>Diaretiella rapae</i>	0,0 \pm 0,0a	0,0 \pm 0,0a	0,25 \pm 0,1a	0,0 \pm 0,0a	0,37 \pm 0,2a	0,12 \pm 0,1a	0,25 \pm 0,2a	0,12 \pm 0,1a	1,11 \pm 0,6a	0,62 \pm 0,3a	0,0 \pm 0,0a	0,12 \pm 0,1a	1,72	0,07	
Predadores	<i>Diomus sp</i>	1,98 \pm 0,5a	0,86 \pm 0,1a	0,49 \pm 0,3a	1,98 \pm 0,2a	2,59 \pm 1,5a	1,48 \pm 0,2a	1,73 \pm 1,0a	1,48 \pm 0,8a	1,98 \pm 0,7	2,22 \pm 1,1a	1,36 \pm 0,2a	2,59 \pm 0,2a	1,00	0,45	
	<i>Doru luteipes</i>	3,70 \pm 1,5b	5,93 \pm 3,9b	4,44 \pm 2,2b	4,44 \pm 2,2b	4,44 \pm 2,26b	8,15 \pm 8,1b	92,5 \pm 35a	65,1 \pm 12a	60,1 \pm 12a	71,6 \pm 22a	61,1 \pm 14a	41,2 \pm 14a	16,86	<0,0001	
	<i>Geocoris uliginosus</i>	1,48 \pm 0,7a	0,25 \pm 0,1a	3,33 \pm 1,7a	0,49 \pm 0,3a	0,0 \pm 0,0a	1,36 \pm 0,7a	0,49 \pm 0,3a	0,25 \pm 0,25a	0,99 \pm 0,7a	0,86 \pm 0,7a	0,12 \pm 0,1a	0,25 \pm 0,2a	1,62	0,09	
	<i>Misumenops maculissparsus</i>	0,99 \pm 0,6ab	0,12 \pm 0,1ab	0,25 \pm 0,2ab	0,25 \pm 0,1ab	0,0 \pm 0,0b	0,25 \pm 0,2ab	0,37 \pm 0,2ab	0,62 \pm 0,45ab	0,37 \pm 0,2ab	1,48 \pm 0,8a	0,37 \pm 0,0ab	0,86 \pm 0,4ab	1,93	0,04	
<i>Análise de variância multivariada (MANOVA)</i>																
												Wilk's λ	GLnum	GLden	F <i>appr.</i>	p
	Distância											0,9235	17	178	0,87	0,6136
	Estação											0,4294	17	178	13,91	<,0001
	Distance*estação											0,9284	17	178	0,81	0,6835

Anexo 11. Valores dos descritores de rede trófica para rede trófica de artrópodes associados com o milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio na estação de inverno.

	Inverno						<i>F</i> _{11,35}	<i>p</i>
	0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m		
Propriedades das espécies								
Número de nós	50,67 ± 2,60 ab	47,67 ± 2,33 ab	53,00 ± 3,21 a	49,00 ± 2,08 ab	46,00 ± 2,52 ab	49,33 ± 1,67 ab	2,68	0,02
Proporção de táxons de topo	0,22 ± 0,06 a	0,18 ± 0,05 a	0,13 ± 0,01 a	0,23 ± 0,05 a	0,14 ± 0,04 a	0,15 ± 0,04 a	0,72	0,71
Proporção de táxons intermediários	0,69 ± 0,06 a	0,74 ± 0,04 a	0,70 ± 0,06 a	0,70 ± 0,06 a	0,78 ± 0,06 a	0,81 ± 0,04 a	0,84	0,60
Proporção de táxons basais	0,06 ± 0,02 a	0,06 ± 0,01 a	0,06 ± 0,01 a	0,06 ± 0,01 a	0,05 ± 0,00 a	0,04 ± 0,00 a	1,43	0,22
Razão presa: consumidor	0,81 ± 0,07 a	0,91 ± 0,01 a	0,81 ± 0,05 a	0,81 ± 0,05 a	0,90 ± 0,04 a	0,88 ± 0,05 a	0,70	0,73
Propriedades das ligações								
Número de ligações tróficas	279,00 ± 44,29 a	268,67 ± 54,97 a	321,00 ± 39,74 a	286,00 ± 30,81 a	244,67 ± 23,81 a	292,67 ± 32,36 a	1,28	0,30
Densidade de ligações	5,44 ± 0,59 a	5,57 ± 0,88 a	6,01 ± 0,43 a	5,81 ± 0,41 a	5,30 ± 0,41 a	5,96 ± 0,73 a	0,65	0,77
Conectância	0,11 ± 0,01 a	0,12 ± 0,01 a	0,11 ± 0,00 a	0,12 ± 0,01 a	0,12 ± 0,01 a	0,12 ± 0,00 a	0,66	0,76
Proporção de ligações entre:								
Topo e intermediário	0,54 ± 0,20 a	0,38 ± 0,18 a	0,22 ± 0,02 a	0,60 ± 0,17 a	0,36 ± 0,18 a	0,34 ± 0,19 a	0,74	0,70
Intermediário e intermediário	0,34 ± 0,21 a	0,51 ± 0,17 a	0,68 ± 0,02 a	0,29 ± 0,18 a	0,52 ± 0,17 a	0,56 ± 0,20 a	0,73	0,70
Intermediário e basal	0,10 ± 0,01 a	0,10 ± 0,02 a	0,09 ± 0,01 a	0,09 ± 0,00 a	0,11 ± 0,01 a	0,10 ± 0,01 a	0,91	0,55
Propriedades da cadeia								
Comprimento médio da cadeia	2,54 ± 0,23 a	2,99 ± 0,24 a	3,13 ± 0,09 a	2,57 ± 0,22 a	2,89 ± 0,18 a	2,96 ± 0,26 a	0,86	0,58
Erro padrão	0,52 ± 0,04 a	0,73 ± 0,13 a	0,66 ± 0,08 a	0,61 ± 0,06 a	0,66 ± 0,06 a	0,66 ± 0,01 a	0,95	0,51
Propriedades da onivoria								
Grau de onivoria	0,07 ± 0,01 a	0,08 ± 0,02 a	0,09 ± 0,01 a	0,09 ± 0,00 a	0,08 ± 0,01 a	0,08 ± 0,02 a	0,37	0,95
Assimetria consumidor-presa								
Generalidade	5,96 ± 0,6 a	6,02 ± 0,88 a	6,41 ± 0,40 a	6,19 ± 0,35 a	5,75 ± 0,38 a	6,21 ± 0,76 a	0,58	0,82
Vulnerabilidade	7,30 ± 0,40 a	7,11 ± 1,56 a	7,08 ± 0,44 a	6,46 ± 0,73 a	6,46 ± 0,73 a	6,99 ± 0,55 a	0,76	0,67
Desvio padrão da generalidade	1,70 ± 0,02 a	1,77 ± 0,11 a	1,77 ± 0,05 a	1,79 ± 0,03 a	1,79 ± 0,03 a	1,65 ± 0,11 a	0,71	0,72
Desvio padrão da vulnerabilidade	1,01 ± 0,05 a	0,93 ± 0,08 a	0,89 ± 0,05 a	0,90 ± 0,01 a	0,90 ± 0,01 a	0,93 ± 0,07 a	0,72	0,71
<i>Análise de variância multivariada (MANOVA)</i>								
				Wilks'	GL num	GL den	<i>F</i> <i>appr.</i>	<i>p</i>
<i>Distância</i>				0,3861	18	15	1,33	0,29
<i>Estação</i>				0,2347	18	15	2,72	0,03
<i>Genótipo*estação</i>				0,3461	18	15	1,57	0,19

Anexo 12. Valores dos descritores de rede trófica para rede trófica de artrópodes associados com o milho Bt em distâncias crescentes a partir da linha de refúgio na estação de verão.

	Verão						<i>F</i> _{11,35}	<i>p</i>
	0 m	10 m	20 m	30 m	40 m	50 m		
Propriedades das espécies								
Número de nós	42,00 ± 1,15 ab	41,00 ± 1,00 b	45,00 ± 1,53 ab	44,33 ± 3,93 ab	41,00 ± 1,00 b	47,00 ± 3,05 ab	2,68	0,02
Proporção de táxons de topo	0,13 ± 0,01 a	0,16 ± 0,04 a	0,13 ± 0,02 a	0,18 ± 0,04 a	0,20 ± 0,07 a	0,16 ± 0,04 a	0,72	0,71
Proporção de táxons intermediários	0,80 ± 0,00 a	0,77 ± 0,05 a	0,83 ± 0,01 a	0,77 ± 0,06 a	0,74 ± 0,06 a	0,74 ± 0,04 a	0,84	0,60
Proporção de táxons basais	0,06 ± 0,01 a	0,06 ± 0,02 a	0,03 ± 0,01 a	0,04 ± 0,01 a	0,02 ± 0,00 a	0,05 ± 0,01 a	1,43	0,22
Razão presa: consumidor	0,92 ± 0,01 a	0,89 ± 0,04 a	0,89 ± 0,03 a	0,85 ± 0,04 a	0,81 ± 0,07 a	0,88 ± 0,05 a	0,70	0,73
Propriedades das ligações								
Número de ligações tróficas	219,67 ± 22,55 a	208,33 ± 13,37 a	239,67 ± 12,68 a	233,00 ± 34,39 a	205,00 ± 8,54 a	222,67 ± 41,22 a	1,28	0,30
Densidade de ligações	5,21 ± 0,42 a	5,07 ± 0,21 a	5,32 ± 0,10 a	5,22 ± 0,37 a	5,01 ± 0,28 a	4,69 ± 0,64 a	0,65	0,77
Conectância	0,12 ± 0,01 a	0,12 ± 0,00 a	0,12 ± 0,00 a	0,12 ± 0,01 a	0,12 ± 0,01 a	0,10 ± 0,01 a	0,66	0,76
Proporção de ligações entre:								
Topo e intermediário	0,19 ± 0,01 a	0,40 ± 0,21 a	0,20 ± 0,01 a	0,42 ± 0,20 a	0,62 ± 0,22 a	0,36 ± 0,16 a	0,74	0,70
Intermediário e intermediário	0,69 ± 0,01 a	0,48 ± 0,22 a	0,69 ± 0,01 a	0,47 ± 0,21 a	0,26 ± 0,22 a	0,51 ± 0,19 a	0,73	0,70
Intermediário e basal	0,11 ± 0,01 a	0,12 ± 0,01 a	0,11 ± 0,01 a	0,11 ± 0,01 a	0,12 ± 0,01 a	0,12 ± 0,02 a	0,91	0,55
Propriedades da cadeia								
Comprimento médio da cadeia	3,03 ± 0,06 a	2,74 ± 0,34 a	3,07 ± 0,01 a	2,81 ± 0,30 a	2,49 ± 0,28 a	2,85 ± 0,30 a	0,86	0,58
Erro padrão	0,61 ± 0,04 a	0,52 ± 0,12 a	0,61 ± 0,01 a	0,57 ± 0,07 a	0,52 ± 0,05 a	0,66 ± 0,04 a	0,95	0,51
Propriedades da onivoria								
Grau de onivoria	0,12 ± 0,06 a	0,10 ± 0,04 a	0,11 ± 0,04 a	0,11 ± 0,02 a	0,10 ± 0,02 a	0,13 ± 0,04 a	0,37	0,95
Assimetria consumidor-presa								
Generalidade	5,61 ± 0,44 a	5,42 ± 0,22 a	5,53 ± 0,06 a	5,53 ± 0,45 a	5,26 ± 0,28 a	5,18 ± 0,69 a	0,58	0,82
Vulnerabilidade	6,08 ± 0,53 a	6,13 ± 0,18 a	6,19 ± 0,24 a	6,56 ± 0,66 a	6,53 ± 0,43 a	5,87 ± 0,52 a	0,76	0,67
Desvio padrão da generalidade	1,67 ± 0,07 a	1,70 ± 0,02 a	1,72 ± 0,03 a	1,74 ± 0,08 a	1,74 ± 0,04 a	1,83 ± 0,09 a	0,71	0,72
Desvio padrão da vulnerabilidade	0,89 ± 0,03 a	0,89 ± 0,04 a	0,88 ± 0,01 a	0,90 ± 0,03 a	0,90 ± 0,06 a	1,00 ± 0,08 a	0,72	0,71
<i>Análise de variância multivariada (MANOVA)</i>								
				Wilks'	GL num	GL den	<i>F</i> <i>appr.</i>	<i>p</i>
<i>Distância</i>				0,3861	18	15	1,33	0,29
<i>Estação</i>				0,2347	18	15	2,72	0,03
<i>Genótipo*estação</i>				0,3461	18	15	1,57	0,19

Anexo 13. Resultados para ANOVA com medidas repetidas (PROC MIXED, SAS) quanto aos efeitos da interação distância, tempo e distância*tempo nos valores das médias de N e B para cada nível trófico ao longo do estágio fenológico do milho (continua).

Resposta	Nível trófico	Efeito	g.l.	F	p	Modelo	AIC	
Inverno								
N	1	Distância	5	0,86	0,54	TOEPH	207,2	
		Tempo	5	29,11	<,0001			
		Distância*tempo	25	1,21	0,33			
	3	Distância	5	0,94	0,48	TOEPH	271,2	
		Tempo	5	96,51	<,0001			
		Distância*tempo	25	1,24	0,99			
	4	Distância	5	1,53	0,22	ARH(1)	123,1	
		Tempo	5	25,99	<,0001			
		Distância*tempo	25	0,87	0,64			
	5	Distância	5	0,26	0,93	TOEPH	142,7	
		Tempo	5	41,66	<,0001			
		Distância*tempo	25	0,60	0,89			
	6	Distância	5	-	-	-	-	
		Tempo	5	-	-	-	-	
		Distância*tempo	25	-	-	-	-	
	B							
	N	1	Distância	5	1,15	0,39	UN	135,6
			Tempo	5	22,50	0,0002		
Distância*tempo			25	0,98	0,55			
3		Distância	5	0,71	0,63	TOEPH	550,6	
		Tempo	5	17,02	<,0001			
		Distância*tempo	25	0,89	0,61			
4		Distância	5	0,29	0,91	ARH(1)	108,5	
		Tempo	5	2,68	0,04			
		Distância*tempo	25	1,49	0,14			
5		Distância	5	0,17	0,97	UN	341,1	
		Tempo	5	6,79	0,01			
		Distância*tempo	25	0,48	0,94			
6		Distância	5	-	-	-	-	
		Tempo	5	-	-	-	-	
		Distância*tempo	25	-	-	-	-	
Verão								
N		1	Distância	5	0,16	0,97	ANTE (1)	165,6
			Tempo	4	7,34	0,001		
	Distância*tempo		20	0,65	0,83			
	3	Distância	5	1,51	0,24	ARH (1)	165,9	
		Tempo	4	73,59	<,0001			
		Distância*tempo	20	2,08	0,03			
	4	Distância	5	0,85	0,53	ARH (1)	55,5	
		Tempo	4	13,50	<,0001			
		Distância*tempo	20	0,80	0,69			
	5	Distância	5	0,20	0,96	ARH (1)	124,5	
		Tempo	4	13,09	<,0001			
		Distância*tempo	20	0,78	0,71			
	6	Distância	5	1,02	0,45	UN	-34,1	
		Tempo	4	0,90	0,50			
		Distância*tempo	20	0,94	0,57			
	B							
	N	1	Distância	5	0,87	0,53	UN	140,0
			Tempo	4	4,50	0,03		
Distância*tempo			20	0,82	0,66			
3		Distância	5	1,46	0,26	ARH (1)	354,3	
		Tempo	4	29,49	<,0001			
		Distância*tempo	20	1,43	0,20			
4		Distância	5	2,20	0,12	UN	-70,9	
		Tempo	4	6,79	0,01			

Anexo 13. Resultados para ANOVA com medidas repetidas (PROC MIXED, SAS) quanto aos efeitos da interação distância, tempo e distância*tempo nos valores das médias de N e B para cada nível trófico ao longo do estágio fenológico do milho (conclusão).

Resposta	Nível trófico	Efeito	g.l.	F	p	Modelo	AIC
	5	Distância*tempo	20	0,72	0,75	ARH (1)	370,0
		Distância	5	0,52	0,76		
		Tempo	4	24,38	<,0001		
	6	Distância*tempo	20	1,24	0,30	TOEPH	165,9
		Distância	5	0,62	0,69		
		Tempo	4	4,66	0,01		
		Distância*tempo	20	1,16	0,37		